

Universidad Pública de Navarra

*Nafarroako Unibertsitate Publikoa*

ESCUELA TECNICA SUPERIOR

*NEKAZARITZAKO INGENIARIEN*

DE INGENIEROS AGRONOMOS

*GOI MAILAKO ESKOLA TEKNIKO*

# **Biofumigación y Biosolarización para el manejo del Mal de Panamá en la platanera de Canarias.**

presentado por

Jon Ander Azkolain Olaondo *(e)k*

*aurkeztua*

INGENIERO TÉCNICO AGRÍCOLA EN HORTOFRUTICULTURA Y JARDINERIA

*NEKAZARITZAKO INGENIARI TEKNIKO BARATZEZAINZA, FRUTAGINTZA ETA LOREZAINZA  
BEREZITASUNA*

Febrero 2016

## RESUMEN

### **Biofumigación y Biosolarización para el manejo del Mal de Panamá en la platanera de Canarias.**

ESTUDIANTE: Jon Ander Azkolain

DIRECTOR: J. López-Cepero

TUTORA: Inmaculada Farran

El “Mal de Panamá” es una enfermedad de la platanera causada por el hongo de suelo *Fusarium oxysporum*. Si bien no existe tratamiento conocido para erradicarlo, sí hay referencias de que depende mucho de un buen manejo de la platanera especialmente en cuanto a su riego y fertilización nitrogenada, e indirectamente en lo relacionado con las propiedades físicas del suelo. Una técnica ampliamente utilizada para el saneamiento de las patologías de suelo (hongos, bacterias, nematodos...) es la biofumigación o biosolarización. En esta línea, se realizó un ensayo de estas técnicas en una finca de plátanos en la isla de La Gomera (islas Canarias). La finca mide 2,5 ha pero los problemas de Mal de Panamá son especialmente graves en una de las huertas, de 1000 m<sup>2</sup>, en la cual se llevó a cabo el trabajo.

Se realizaron tres tratamientos (incorporaciones de materia orgánica), duplicados al hacer cada uno acolchando con plástico o no, más un testigo, también duplicado. Estiércol de oveja a 4 kg/m<sup>2</sup> y restos de empaquetado a 3 kg/m<sup>2</sup> y a 6 kg/m<sup>2</sup>.

Finalmente, se evaluó la eficacia de los tratamientos cultivando en macetas plantas de vivero procedentes de cultivo in vitro, que son las empleadas habitualmente para renovar las huertas. Se llenaron macetas con tierra procedente de cada uno de los tratamientos, antes de la implantación del ensayo y después del mismo, plantando en cada una de ellas una planta de platanera, valorando la eficacia de los tratamientos mediante la tasa de crecimiento de las plantas (emisión de hojas) y aparición de síntomas de *Fusarium*. Al cabo de tres meses de plantación se dió por finalizado el experimento.

En definitiva, se trata de una técnica que no se había probado en Canarias en el cultivo de la platanera y es potencialmente interesante. No resulta excesivamente cara para el agricultor, los gastos son asumibles, y podría reportar un gran beneficio caso de mejorar su eficacia, no sólo para el manejo de la enfermedad sino por el empleo y valorización de los residuos agrarios.

Palabras clave: Mal de Panamá, biofumigación, saneamiento, emisión de hojas.

## ABSTRACT

### **Biofumigation and Solarization for the management of Panama disease in Canary Islands' banana.**

STUDENT: Jon Ander Azkolain

DIRECTOR: J, López-Cepero

TUTOR: Inmaculada Farran

“Panama Disease” is a banana-tree disease caused by a soil fungal called *Fusarium oxysporum*. There is no known treatment to eradicate it. However, there are references where it is said that its eradication depends greatly on a good management of the palm-tree field, especially on a good irrigation and nitrogenized fertilization. Even if not directly, it is also connected to the soil's physical characteristics.

A widely used technique to clean soil pathologies up is that of the biofumigation or biosolarization. In this way, has been made an assay of these techniques in a banana-tree field, in La Gomera (Canary Islands). The field measures 2,5 hectares, but the Panama Disease problem is especially hard in one of its gardens, which is about 1000 square meters. It is there where the work was done.

Three treatments were done (organic matter inclusion). Each of those three treatments was duplicated, as each of them was also be tried quilted with plastic. Another witness was added too, also duplicated. The organic matter that was included is sheep manure (4 kg/m<sup>2</sup>) and packaging wastes (3 kg/m<sup>2</sup> and 6 kg/m<sup>2</sup>).

Finally, the treatment's efficiency was evaluated. For that purpose, in vitro plants from garden center were cultivated in flowerpots. Those are normally the ones that are used to renew gardens. Each flowerpot was filled up with soil coming from each of the treatments, exactly before and after the assay. In each of them, a banana-tree plant was planted and the efficiency of the treatments applied evaluated. The points that were taken into account are the plants' growing rate (leaf emission) and *Fusarium* symptoms appearance. After three months planting, the test was finished.

To sum up, it is a technique that has never been tested in Canary Islands, as far as banana-trees are concerned, and it is potentially interesting. For the farmers, this technique is not an extremely expensive one, the expenses are acceptable, and it could bring a great benefit in case it will be improved, not only for the management of the disease itself, but also for the use of agriculture wastes and valorization.

**Keywords:** Panama disease, biofumigation, sanitation, issuance of leaves

# ÍNDICE

## 1. Introducción.

1.1.	Clasificación botánica, origen, evolución y distribución geográfica de la platanera (MUSA SPP.).	1
1.1.1.	<u>Anatomía de la platanera.</u>	1
1.1.2.	<u>El cultivo de la platanera en Canarias.</u>	2
1.1.3.	<u>Importancia económica y social.</u>	3
1.1.4.	<u>Manejo habitual del cultivo.</u>	7
1.1.4.1.	<u>Plantación.</u>	7
1.1.4.2.	<u>Marcos y densidades de plantación.</u>	7
1.1.4.3.	<u>Variedades.</u>	7
1.1.4.4.	<u>Deshijado.</u>	9
1.1.4.5.	<u>Entutorado.</u>	9
1.1.4.6.	<u>Desflorillado.</u>	10
1.1.4.7.	<u>Otras labores sobre el cultivo.</u>	10
1.1.4.8.	<u>Fertilización.</u>	10
1.1.4.9.	<u>Riego.</u>	11
1.1.5.	<u>Condiciones y características físico-químicas de los suelos en las plantaciones comerciales de Canarias.</u>	11
1.1.6.	<u>Aspectos Fitopatológicos. Plagas y enfermedades de la platanera.</u>	12
1.2.	Descripción. Agente causal: <i>Fusarium oxysporum</i> f. <i>sp cubense</i> (FOC ).	21
1.2.1.	<u>Distribución del Mal de Panamá e importancia económica.</u>	22
1.2.2.	<u>Descripción de las razas fisiológicas de <i>Fusarium oxysporum</i> f. <i>sp. cubense</i>.</u>	24
1.2.3.	<u>Factores agroclimáticos que favorecen el desarrollo de <i>Fusarium oxysporum</i>.</u>	24
1.2.4.	<u>Biología.</u>	25
1.2.5.	<u>Infección, epidemiología y ciclo.</u>	26
1.2.6.	<u>Hospederos alternos.</u>	27
1.2.7.	<u>Síntomas.</u>	27



1.2.8.	<u>Estado actual del manejo del Mal de Panamá.</u>	29
1.2.9.	<u>Prácticas culturales.</u>	29
1.2.10.	<u>Resistencia genética.</u>	29
1.2.11.	<u>Combate biológico.</u>	30
1.2.12.	<u>Hongos endofíticos.</u>	31
1.3.	Biofumigación o biodesinfección de suelos.	32
1.3.1.	<u>La biofumigación en el contexto mundial.</u>	32
1.3.2.	<u>La biofumigación en España.</u>	32
1.3.3.	<u>La biofumigación en Canarias.</u>	33
1.3.4.	<u>Biofumigación.</u>	33
1.3.5.	<u>Dosis adecuada de biofumigante.</u>	34
1.3.6.	<u>Materia orgánica.</u>	35
1.3.7.	<u>Duración del tratamiento.</u>	36
1.3.8.	<u>Solarización.</u>	36
1.3.9.	<u>Relación C/N.</u>	37
1.3.10.	<u>Utilización de subproductos de empaquetado de</u>	
	<u>platanera.</u>	38
1.3.10.1.	<u>Aplicación en campo.</u>	39
1.3.10.2.	<u>Valoración económica de la biofumigación.</u>	40
2.	<b><u>Objetivos.</u></b>	41
3.	<b><u>Material y métodos.</u></b>	42
3.1.	Material.	42
3.1.1.	<u>Material vegetal.</u>	42
3.1.2.	<u>Parcela.</u>	42
3.1.3.	<u>Análisis estiércol de oveja.</u>	43
3.1.4.	<u>Descripción y análisis de los restos de cosecha.</u>	44
3.1.5.	<u>Análisis de suelo.</u>	45
3.1.6.	<u>Análisis de agua de riego.</u>	46
3.2.	Métodos.	48
3.2.1.	<u>Diseño experimental.</u>	48
3.2.2.	<u>Desarrollo del ensayo.</u>	49
3.2.3.	<u>Método para la evaluación de daños.</u>	51
3.2.4.	<u>Análisis de datos.</u>	53

<b>4. Resultados.</b>	54
4.1. Estudio de los factores “uso de plástico”, “biofumigación” y “tipo de tierra” mediante la proliferación de síntomas de <i>F.oxysporum</i> en platanera.	54
4.2. Efecto del uso de cobertura plástica en la biofumigación sobre el desarrollo de <i>F.oxysporum</i> en platanera.	55
4.3. Efecto de los diferentes tratamientos de biofumigante, incorporaciones de materia orgánica, sobre la incidencia de <i>F.oxysporum</i> y la tasa de crecimiento en platanera.	56
4.4. Análisis de los resultados obtenidos respecto al factor “tipo de tierra”, comparando muestras de tierra recogidas “antes” y “después” de la biofumigación.	57
<b>5. Discusión.</b>	60
<b>6. Conclusiones.</b>	62
<b>7. Bibliografía.</b>	63
<b>8. Anexos.</b>	76

# 1. Introducción.

## 1.1. Clasificación botánica, origen, evolución y distribución geográfica de la platanera (*Musa spp.*).

La platanera es una planta monocotiledónea, orden *Scitaminales*, familia *Musaceae*, donde se encuentran las subfamilias *Heliconioideae*, *Strelitzioideae* y *Musoideae* (Simmonds, 1966). Esta última incluye los géneros *Ensete* y *Musa*. El género *Musa* está constituido por cuatro series o secciones: *Australimusa*, *Callimusa*, *Rhodochlamys* y (Eu-) *Musa* (Simmonds, 1962, 1966). Basándose en el número básico de cromosomas, Cheesman y Simmonds (1948) dividieron el género *Musa* en dos grupos: especies con  $n=10$  cromosomas, que pertenecen a las secciones *Australimusa* y *Callimusa*; y especies con  $n=11$  cromosomas, que integran las secciones *Rhodochlamys* y (Eu-) *Musa*. Esta última incluye la mayoría de las variedades cultivadas de platanera que provienen del cruzamiento de los diploides silvestres *M. acuminata* Colla (AA) y *M. balbisiana* Colla (BB), los cuales se originaron en el continente asiático, probablemente en la península Malaya (Simmonds, 1966) y de cuyas combinaciones resultan tres niveles cromosómicos distintos: diploides, triploides y tetraploides, con 2, 3 y 4 múltiplos del número básico de cromosomas ( $n=11$ ) respectivamente (Simmonds, y Shepherd, 1955).

La distribución geográfica de la platanera viene condicionada por sus exigencias climáticas ya que su zona de origen corresponde a los grandes bosques tropicales húmedos del sudeste asiático, en los que la atmósfera está siempre al borde de la saturación y el suelo permanece siempre húmedo. Requiere calor constante y humedad elevada para su correcto desarrollo. Estas condiciones se dan en la franja comprendida entre los paralelos 30° de latitud Norte y Sur (Galán Sauco, 1992), en las regiones cuya temperatura extrema clásica media oscila entre 10°C y 40°C. La humedad, temperatura y radiación solar así como las características de los diferentes tipos de suelos son los factores abióticos más importantes para el desarrollo de la planta.

### 1.1.1. Anatomía de la platanera.

Diferentes autores han descrito extensamente la planta (Champion, 1968; Simmonds, 1966; Soto, 1985). Basado en estos estudios, a continuación se presenta un resumen de las principales características de las partes subterránea y aérea. El aparato subterráneo está formado por la sucesión en el tiempo y el espacio, de tallos vegetativos de forma masiva y globulosa, denominado rizoma, cuya función es de reserva además de ser el órgano a partir del cual se desarrollan las raíces (Simmonds, 1966). Las raíces son largas, cilíndricas, poco ramificadas y numerosas. Exploran el suelo en una profundidad de 20-30 cm y en un radio de 2-3 metros.

Del rizoma emergen lateralmente nuevas yemas que serán los “hijos” y que constituirán la siguiente generación. Bajo condiciones de cultivo y mediante la práctica del deshijado se eliminan los no deseados y suele dejarse uno solo.

El aparato aéreo se compone de pseudotallo, pecíolos y limbos foliares. La vaina es el primer segmento del pecíolo directamente insertado en el rizoma. Está formada por tejidos conductores y fibro-suculentos. El conjunto concéntrico de todas las vainas constituye el pseudotallo.

El limbo está formado por dos semilimbos que son surcados muy regularmente por los nervios transversales (Champion, 1968). Los dos semilimbos no son exactamente simétricos. La emisión y diferenciación floral a partir de la fase vegetativa, tiene pocos signos externos que permitan saber en qué momento se va a producir, aunque un parámetro eficaz es el número de hojas emitido, que suele ser un número constante en cada cultivar hasta que se produce la emisión floral o “piña”. Simmonds (1966) describe para el cv. “Dwarf Cavendish” que la piña se producía después de las hojas 16 a 21 en primer ciclo (Galán Sauco, y García Samarín, 1984); Galán Sauco (1992) describe para los cv. ‘Cavendish’ en condiciones de Canarias y de los subtrópicos, que a partir del 3<sup>er</sup> ciclo, pueden llegar a emitir 40 hojas en total. Otro indicador eficiente es la reducción del área foliar de las últimas tres hojas antes de la inflorescencia (Alves, 1997).

Desde el punto de vista histológico, Sandoval y Müller (1990) estudiaron la morfología y anatomía de los diferentes órganos relacionándolos con su función en la planta. Lecuona (1975) realizó un estudio exhaustivo del cultivar ‘Pequeña Enana’ siendo su trabajo el primer estudio histológico de la platanera realizado en Canarias.

En *M. rosacea* (*M. ornata*), Alquini y Morretes (1996) hacen particular referencia al desarrollo del sistema vascular.

### 1.1.2. El cultivo de la platanera en Canarias.

Las Islas Canarias, situadas en el Océano Atlántico cerca del Trópico de Cáncer entre las latitudes 27° 24’ N y entre las longitudes 13° 20’ t 18° 19’ Oeste, poseen zonas de baja altitud con climas de tipo subtropical e incluso tropical que hacen posible la adaptación de gran número de especies “tropicales” que suelen ser siempre verdes, leñosos o herbáceos y con escasa o nula tolerancia a heladas (Galán Sauco, 1992).

Según la cronología dada por Simmonds (1966) y la revisión realizada por Galán Sauco (1992), la platanera (cultivares *Acuminata*) se establece en las costas del Mediterráneo sobre el siglo VII. Parece que a Canarias llega a finales del siglo XV traído por portugueses procedente de Guinea. Desde Canarias se estima que llegó a América a principios del siglo XVI (año 1516 a Santo Domingo).

Los actuales cultivares utilizados en Canarias son triploides de *M. acuminata* Colla (AAA), pertenecientes al subgrupo ‘Cavendish’ que incluye los cultivares más utilizados en los subtrópicos (Simmonds, 1966; Galan Sauco, 1992).

En Canarias predomina el cultivar (cv.) 'Pequeña Enana', aunque a partir de la década de los 90 comenzó una sustitución progresiva por el cultivar 'Gran Enana' del mismo grupo y por selecciones locales de 'Pequeña Enana' como 'Gruesa', 'Brier', 'Negrita', entre otras. La evolución de la superficie cultivada en las islas ha sido diversa. En Tenerife, Rodríguez Brito (1985) cita que el incremento del cultivo llega hasta mediados de la década de los 70, cuando se produce un estancamiento de la superficie total, aunque ocurre un traspaso de superficies cultivadas de vertientes norte a sur. Actualmente se está produciendo una disminución en dichas zonas debida a la competencia con el sector turístico.

La platanera es el principal cultivo del Archipiélago Canario con una superficie de 9112 ha (datos de 2010, Consejería de Agricultura) y entre 360.000 y 400.000 Tm de producción anual comercializada en la Unión Europea. Los plátanos se producen en Canarias con un alto nivel de tecnología que incluye la preparación artificial del suelo, la utilización de plantas de cultivo *in vitro* de cultivares selectos y modernas técnicas de fertirrigación. Canarias es también el lugar donde la utilización de invernaderos para el cultivo del plátano está más avanzada en el ámbito mundial. Ello permite obtener rendimientos superiores a 90 (t/ha/año) en las mejores explotaciones plataneras (Rodrigo López, 2002).

### 1.1.3. Importancia económica y social.

Asociado desde el siglo XVI al cultivo de caña de azúcar, la explotación del plátano canario en régimen de monocultivo tomó impulso a finales del siglo XIX con la creación de los Puertos Francos de Canarias, mediante la Ley promulgada por el ministro Juan Bravo Murillo en 1852 y reformada en 1902. Esta Ley, basada en un conjunto de medidas económicas, favorecieron la libre comercialización de mercancías en las islas, impulsando de esta manera la economía isleña, y actuando como incentivo fiscal para el comercio, hasta la implantación del Régimen Económico y Fiscal de Canarias en 1972 y el mercado único europeo.

El cultivo extensivo del plátano en las islas fue implantado inicialmente por compañías inglesas para beneficiarse de su producción y exportación al continente europeo, principalmente a Inglaterra donde era destinado el bruto de la explotación platanera. Estas compañías también desarrollaron el monocultivo del tomate, con las primeras plantaciones al sur de las islas capitalinas del archipiélago.

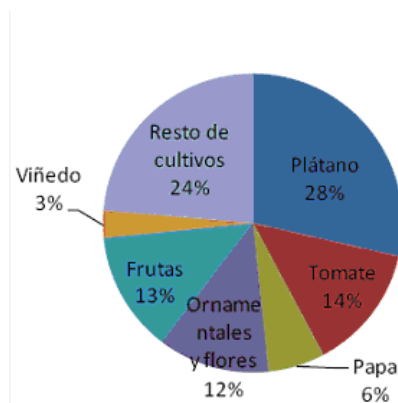
Históricamente, las zonas de producción de mayor importancia han sido las vegas de Telde, Arucas y Gáldar-Guía en Gran Canaria, Tazacorte, Argual y San Andrés y Sauces en La Palma, y el Valle de la Orotava, las ramblas desde el Realejo Bajo a San Juan de la Rambla, la Isla Baja y el valle de Icod en Tenerife y esta localización se mantiene en forma similar en la actualidad (Gobierno de Canarias 2011).

Aunque el cultivo de platanera presenta una importancia relativamente menor en el total de producción frutícola española, es el cultivo principal en las Islas Canarias (Tabla 1). Según el último informe de estadística agraria publicado por la Consejería de Agricultura, Pesca y Alimentación del Gobierno de Canarias, el cultivo de la platanera ocupa el 22% de la superficie agraria (9.112 ha), siendo el cultivo mayoritario, seguido por el viñedo (8.787 ha), los cultivos

forrajeros (5.032 ha) y la papa (3.858 ha). El plátano constituye el 28,6% de la producción agraria de las islas, con un valor de 130,3 millones de euros (Fig. 1).

**Tabla 1.** Cantidad y valoración de la producción agrícola de Canarias en el año 2010. *Fuente:* Gobierno de Canarias (2010).

CULTIVOS	Producción (t)	Valor (miles de euros)	Valor (%)
Cereales	2,239	2538	0,56
Leguminosas Grano	345	458	0,1
Papas	61994	27981	6,14
Otros Tubérculos	5354	3651	0,8
cultivos industriales	6023	5178	1,14
Flor cortada	5758	20109	4,41
Ornamentales y esquejes	6911	34700	7,61
Cultivos forrajeros y pastos	30953	1665	0,37
Tomate exportación	100440	50993	11,19
Tomate local	20020	11061	2,43
Pepino	28035	14546	3,19
Pimiento	10146	7707	1,69
Judía verde	5824	7772	1,71
Cebolla	9249	4613	1,01
Fresa y Fresón	1461	3801	0,83
Berros	1540	2387	0,52
Col	12324	2870	0,63
Lechuga	14774	5509	1,21
Melón	4419	4891	1,07
Calabacín	17536	8268	1,81
Zanahoria	8959	4672	1,02
Otras Hortalizas	49603	26412	5,79
Naranja	14783	10113	2,22
Otros cítricos	3880	2317	0,51
Plátano	396507	130292	28,58
Aguacate	6566	11010	2,42
Papaya	13969	4780	1,05
Mango	8115	17290	3,79
Piña tropical	1904	2779	0,61
Otros frutales	13196	11274	2,47
Viñedo	12013	13428	2,95
Otros	287	761	0,17
Totales	875126	455825	100



**Figura 1.** Valor proporcional de la producción agrícola de Canarias en el año 2010. *Fuente:* Gobierno de Canarias (2010).

Su extensa distribución territorial en las islas, unida a su importancia en términos económicos, convierte al plátano en un factor de capital importancia social, económica y medioambiental para numerosas comarcas de las cinco islas donde se representa el sector platanero: Tenerife, La Palma, Gran Canaria, La Gomera y El Hierro. Esto se evidencia en la evolución ascendente de la superficie dedicada al cultivo del plátano en Canarias en los últimos años. En el periodo 2000-2010 se ha pasado de 8.877 ha, con un máximo en el año 2004 de 9.710 ha cultivadas, a las 9.112 ha del año 2010 (Tabla 2).

**Tabla 2.** Evolución de la superficie (ha) de los principales cultivos de Canarias 2000-2010. *Fuente:* Gobierno de Canarias (2010).

Año	Plátano	Tomate	Papas	Flores	Ornam. y esquejes
2000	8877	3114	6005	351	351
2001	9194	3229	4961	290	400
2002	9614	3010	5546	297	405
2003	9641	3044	5108	313	348
2004	9710	2932	5644	353	393
2005	9548	2637	4919	349	402
2006	9579	2478	4519	343	403
2007	9563	2260	4262	344	389
2008	9113	1934	4134	328	383
2009	9110	1747	4029	320	344
2010	9112	1691	3858	322	339

Por otra parte, las condiciones en las que se desarrolla la producción agraria canaria hacen inviable cualquier otra elección productiva para las tierras dedicadas al cultivo del plátano, ya que no existe otro cultivo con una demanda suficientemente elevada y unos rendimientos lo

bastante grandes para compensar los costes de producción. Además, el elevado minifundismo de las explotaciones plataneras en el archipiélago, unido a las condiciones orográficas, determinan una producción con reducidos o casi inexistentes niveles de mecanización, intensiva en mano de obra, la cual representa alrededor del 40% del costo del cultivo .

Por ello, la contribución del sector platanero a la generación de empleo en Canarias es destacable. Según González de Cossío (2008) este cultivo generaba unos 15.237 empleos directos en Canarias, además de otros 2.162 puestos de trabajo indirectos en los sectores económicos más estrechamente relacionados: comercio (fertilizantes, productos fitosanitarios, material agrícola, plantas “in vitro”, etc.), industrias locales vinculadas al empaquetado (plásticos, cartón de embalaje, almacenes de empaquetados, etc.) y transporte en contenedores. Estos datos ponen de manifiesto el efecto dinamizador de este sector productivo sobre la economía, así como su importante función social, puesto que contribuye a la fijación de una parte significativa de la población en las zonas rurales. Además, la comercialización de esta fruta conlleva el abaratamiento de la cesta de la compra de los isleños, puesto que el abastecimiento de la misma depende en un 90% de productos de importación, lo cuales que se transportan en barcos que vuelven cargados de plátanos canarios al continente (González de Cossío, 2008).

Por otra parte, es un sector fuerte y bien organizado, tanto a nivel local, donde la práctica totalidad de las fincas se agrupa en cooperativas de primer y segundo grado, como a nivel internacional, con otras regiones ultraperiféricas (González de Cossío, 2008). Estas regiones, tal como recoge el artículo 299.2 del Tratado CE (Regiones Ultra Periféricas de la Unión Europea, 2012), son aquellos territorios europeos (Azores, Canarias, Guadalupe, Guayana, Madeira, Martinica y Reunión) que sufren las limitaciones derivadas de su lejanía del continente, aislamiento, insularidad, reducida superficie, relieve y clima adverso, así como dependencia económica de un reducido número de productos.

La Unión Europea establece que la producción de plátano de Canarias, Madeira, Martinica y los países del Área ACP (África, Caribe y Pacífico) tenga una comercialización preferente en los mercados europeos, mientras que el resto de productores del mundo debe limitar sus exportaciones a un máximo del 50% del mercado comunitario. Además, la entrada de fruta de terceros países es gravada con aranceles. A pesar de ello, los importadores en Europa, una vez alcanzadas las cuotas de plátano comunitario, igualmente obtienen beneficios al traer plátano de Centroamérica, por tener menor coste que el plátano europeo. Por otra parte, en 1993 entró en vigor la Organización Común de Mercados (OCM) del plátano en la UE, promovida por las grandes multinacionales estadounidenses (exportadoras de banano centroamericano), como Dole, Chiquita y Del Monte en la denominada “Guerra del Banano”, poniendo fin a las políticas que beneficiaban a la producción del plátano de Europa (Galán Saúco, 2010).

Sin embargo, los países europeos productores de plátanos estaban preparados para defender sus intereses en forma conjunta. Ya desde 1988 los productores de plátanos de Canarias se habían unido a sus homólogos de Martinica, Guadalupe y Madeira, creando la Asociación de Productores Europeos de Plátanos (APEB) en noviembre de 1989 (en esta organización, Canarias es el socio con mayor volumen de producción). Al entrar en vigor la OCM en 1993, la APEB abogó para que este acuerdo diera una respuesta adecuada a las necesidades de la producción



europea, y para que, en las sucesivas reformas de las que fue objeto, se siguiera garantizando la comercialización del plátano comunitario, al mismo tiempo que se mantuviera el nivel de rentas de sus agricultores (Galán Saúco, 2010).

#### 1.1.4. Manejo habitual del cultivo.

En este apartado se enumeran y describen brevemente las prácticas de cultivo más habituales en la producción de plátanos de Canarias, desde el momento de la plantación a la cosecha de la fruta.

##### 1.1.4.1. Plantación.

La fecha y el material utilizado para la realización de una nueva plantación se eligen en función de la climatología de la zona, puesto que (Rodríguez Brito, 1985):

Es ideal que el tiempo desde la plantación hasta la recolección de la fruta coincida con el período de mejores precios de mercado.

Es importante que las condiciones climáticas en los momentos de desarrollo y parición de la planta sean los adecuados.

##### 1.1.4.2. Marcos y densidades de plantación.

Este aspecto influye en la producción, duración del ciclo y rendimiento por superficie y año. Normalmente, las densidades más adecuadas se encuentran entre 5-6 m<sup>2</sup>/planta, según la altitud y orientación de la explotación. En plantaciones con un único ciclo la densidad óptima es de 3.333 plantas/ha, para dos ciclos por plantación la densidad es de 2.777 plantas/ha y para tres o más ciclos corresponde una densidad de 2.222 plantas/ha (Rodríguez Brito, 1985).

No es común intercalar otros cultivos en plantanera para aprovechar al máximo la superficie y por no interferir con las labores de cultivo. Sólo en algunos casos, en plantaciones jóvenes y durante los meses de mayor incidencia lumínica, se intercalan cultivos de ciclo corto como hortalizas y especies forrajeras de rápido crecimiento.

Cuando se realizan resiembras dentro de las plantaciones, se suelen efectuar entre marzo y la primera quincena de abril, cuando las dosis de riego van en aumento y se procede al corte de fruta, lo que conlleva a una mayor incidencia de luz en la plantación establecida.

##### 1.1.4.3. Variedades.

Las principales variedades de plantanera en Canarias pertenecen al subgrupo Cavendish: Pequeña Enana, Gran Enana, selecciones locales de Pequeña Enana (entre las que destacan los cultivares Gruesa Palmera, Brier, Ricasa y Palmerita), y otros cultivares no locales como

Williams y Zelig. A continuación se describen los cultivares más utilizados en plantaciones comerciales.

Pequeña Enana:

**Altura de pseudotallo:** 2,25 m

**Grosor de pseudotallo:** 84 cm

**Número de manos aproximado:** 13,5 en pariciones de verano y otoño.

**Desflorillado a cuchillo:** 81,5%

**Número medio de semanas de llenado:** 21,68

**Peso medio neto del racimo:** 40,5 kg

Tiene buena relación altura/grosor, resistencia al vuelco, tiempo de llenado más corto que el resto de cultivares y buena conformidad de la fruta. En contrapartida, las desventajas de este cultivar son que el desflorillado se debe hacer casi totalmente a cuchillo, los problemas de látex en fruta, la obstrucción floral en los meses fríos, y las bajas producciones por planta (Champion, 1968).

Gruesa Palmera:

**Altura de pseudotallo:** 2,60 m

**Grosor de pseudotallo:** 97 cm

**Número de manos aproximado:** 15 en las pariciones de verano y otoño.

**Desflorillado a cuchillo:** 9%

**Número medio de semanas de llenado:** 20

**Peso medio neto del racimo:** 51,81 kg

Posee una buena relación altura/grosor, lo que se traduce en buena resistencia al viento, y es el cultivar con mayor promedio de kilos por piña de fruta. Requiere buena luminosidad en toda la piña para obtener un buen llenado de la fruta, por lo que se recomienda aclarar hojas. Como aspectos negativos se pueden mencionar los problemas de obstrucción floral en los meses fríos, mayor tiempo de llenado que otros cultivares y ramos superiores del racimo con tendencia a dar 3–4 hileras de dedos ante excesos de fertilización nitrogenada (Galán, 1992).

#### Gran Enana:

Según Galán (1992), no existen datos comparativos con otros cultivares en las mismas condiciones agronómicas, aunque como indica su nombre son plantas de porte más alto que la Pequeña Enana y sus selecciones. Sus principales características son la ausencia de problemas de obstrucción floral, un porcentaje de desflorillado a cuchillo  $\leq 3\%$ , producción alta, muy buena calidad de fruta, relación altura/grosor mala, y costes de cultivo elevados a causa de la altura de las plantas que implican invernaderos con mayor altura, mayor gasto de fitosanitarios, mayor dificultad para combatir plagas y menor número de plantas desflorilladas por jornal (Galán, 1992).

#### 1.1.4.4. Deshijado

Es una de las principales prácticas culturales junto con el riego y la fertilización, y consiste en la eliminación (por medios mecánicos o químicos) de los “hijos” no deseados para permitir que el/los elegido/s continúen la producción de la plantación (Galán Saúco, 1992). Los distintos métodos de deshijado utilizados en Canarias son:

##### Deshijado químico:

Generalmente se utiliza en plantaciones procedentes de cultivo *in vitro* debido a la gran cantidad de hijos emitidos en el primer ciclo (15-20). Consiste en la aplicación de queroseno o petróleo al meristemo de la planta mediante inyección con pistola de deshijado cuando la altura de los hijos es de unos 30 cm y la altura del pseudotallo de la planta madre es de 1m. No provoca rotura de raíces ni pérdida de savia, lo que retrasaría el crecimiento, y es más económico y rápido que el realizado con barreta (Galán Saúco, 1992).

##### Deshijado con barreta:

Es el método más usado en Canarias, y consiste en eliminar los hijos de forma mecánica usando una barra de hierro plana en un extremo, con la que se dan uno o varios golpes hasta que el hijo se desprende de la planta madre (Galán Saúco, 1992).

#### 1.1.4.5. Entutorado.

Esta labor consiste en sujetar a la planta para que no se caiga por el peso de la fruta y por la acción el viento, sobre todo en explotaciones al aire libre. Puede realizarse con horcones de madera o metálicos, amarrando las plantas entre sí por el cuello con cuerda de rafia, atando a un sistema aéreo de sujeción o amarrando cada planta a un tutor vertical clavado al suelo (Galán Saúco, 1992).

#### 1.1.4.6. Desflorillado.

Es la eliminación de restos florales con el fin de reducir o eliminar la pudrición del ápice de fruta conocido como “punta de cigarro”, producida por el hongo *Verticillium theobromae*. Esta práctica debe realizarse antes de los 15 días tras la aparición de flor, y se puede realizar a cuchillo o a mano, según el cultivar. Requiere mucha mano de obra y produce derrames de savia sobre el fruto perjudicando la calidad. Otra práctica que se realiza sobre el racimo es el corte de la “bellota” (flor masculina) cuando comienza a pudrirse, para evitar la entrada del “taladro” (*Opogona sacharii*; ) (Simmonds ,1966).

#### 1.1.4.7. Otras labores sobre el cultivo.

##### Embolsado de la fruta:

Esta práctica no está generalizada, pero se considera recomendable en fincas al aire libre. Se lleva a cabo dos meses después del desflorillado y tras algún tratamiento fitosanitario (aunque algunos tipos de bolsa vienen impregnados con productos naturales o químicos que hacen innecesario el tratamiento directo a la fruta). En verano la bolsa puede ocasionar quemado de la fruta y pueden aparecer ataques por cochinilla y araña roja. También podría retrasar el desarrollo de los hijos, pero su uso presenta más beneficios que inconvenientes: incrementa el calibre de los dedos, aumenta la calidad de la fruta al disminuir el roce, reduce la tendencia a la maduración de la fruta, y no incrementa el tiempo de la fruta colgando de las plantas.

##### “Desgarepado” o “desfarullado”:

Consiste en eliminar las hojas secas para evitar zonas de refugio de cochinillas y roces de la fruta.

##### Corte del pseudotallo:

Tras la recolección del racimo el pseudotallo se corta a una altura de unos 1,5 m, para que sus reservas de nutrientes pasen al hijo a través del sistema planta madre-hijo.

#### 1.1.4.8. Fertilización.

Comienza con el abonado de fondo antes de la plantación, en función del análisis del suelo correspondiente, y sigue con el programa de abonado durante el cultivo, según el tipo de suelo, clima, sistema de riego, cultivar y número de ciclos previsto de la plantación (Galán Saúco, 1992). Actualmente, la recomendación es de:

**Tabla 3.** Fertilización anual tipo (g/pl) para cultivos de platanera de Tenerife. *Fuente:* López-Cepero, J., com. pers.

Zona	N	P2O5	K2O	CaO	SO3
Sur	260	52	200	170	170
Norte	260	80	315	74	0
Vulnerable a nitratos	185	57	205	110	200

#### 1.1.4.9. Riego.

La platanera es una especie de grandes necesidades hídricas debido tanto a su rápido desarrollo como por su gran área foliar (Galán Saúco, 1992). En la revisión efectuada por Martín Prevel (1984), se señalan consumos entre 9 y 28 l/planta y día. En Canarias, las recomendaciones de riego rondan los 16 l/planta y día (6 m<sup>3</sup>/planta al año), lo cual equivale a unos 2,6 o 3,3 mm/planta y día (López-Cepero, J. com. pers.).

Según Robinson y Bower (1988), citados por Galán Saúco (1992), en las condiciones de Sudáfrica (que son comparables a las de Canarias) la mayoría de las raíces de platanera se encuentran en los primeros 30 cm del perfil del suelo, por lo que el riego debe realizarse de forma que se humedezcan los primeros 40 cm de profundidad, no volviendo a efectuarse dicha operación hasta que la humedad total disminuya alrededor del 30% (Galán Saúco, 1992).

#### 1.1.5. Condiciones y características físico-químicas de los suelos en las plantaciones comerciales de Canarias.

En general, en los suelos de Tenerife predominan las arcillas (Perez Mateos, 1971; Fernandez Caldas, 1972; Rodríguez Pascual, 1971). Las tierras utilizadas para el cultivo de la platanera son muy diversas, en Canarias predominan los suelos volcánicos, que a menudo no son mucho más que roca fragmentada, lapilli o “picón”, obligando a los agricultores a preparar el terreno o “sorriba” construyendo terrazas en las que se incorporan tierras procedentes de las zonas altas de la isla (Galan Sauco, 1992), muy ricas en arcillas, sobre todo alófanas (Dominguez, 2001).

Estos suelos tienen tendencia a la compactación y a presentar drenajes pobres. Características similares han sido descritas para algunos suelos de Guadalupe (Dorel, 1990, 1993; Dorel y Ozier Lafontaine, 1998).

Álvarez et al. (1999) describen químicamente los suelos dedicados a la platanera de Canarias desde el punto de vista de la fertilidad. La mayoría, muestran pH neutros o ligeramente alcalinos, valores que pueden comprometer la disponibilidad de los iones hierro y manganeso para las plataneras en algunas plantaciones. Se observaron valores muy elevados de sodio perjudiciales para las plataneras que provocan toxicidades específicas y estrés por salinidad. El fósforo se encuentra en los niveles máximos requeridos por la platanera generalmente, lo que puede provocar bloqueos de disponibilidad de zinc. Los valores de calcio, magnesio, y potasio muestran medias elevadas, aunque la relación Ca: Mg y K: Mg en algunos suelos se decanta en beneficio del magnesio y potasio, respectivamente, lo cual puede llegar a afectar a la nutrición de las plataneras. Sobre el desequilibrio potásico-magnésico en los cultivos de plátanos en Tenerife, García et al. (1978) concluyeron que el desequilibrio favorece al potasio en contra del magnesio y conduce a que la planta manifieste síntomas de carencia de magnesio y exceso de potasio. También habían observado que los niveles de sodio fueron siempre valores en exceso de la misma forma que los de potasio en muchos suelos, con la consecuencia de toxicidad y salinidad.

En Canarias, Suárez (1966) caracterizó el agua de riego utilizada en los suelos agrícolas del norte de Tenerife, en su mayoría procedente de pozos y aguas subterráneas, que poseen un elevado contenido de iones tóxicos como el Sodio y el Cloro y escasa presencia de Calcio, que provoca un aumento de SAR (Relación de adsorción de sodio). Vargas y Rodríguez (2000) estudiaron la calidad del agua de riego en la zona productora del sur de Tenerife, de mejor calidad que la del norte. El aporte de agua con elevado sodio y bajo Calcio, a suelos con elevado contenido en arcillas expansibles hace que se produzcan hinchamientos de estas, ocasionando problemas de infiltración y acumulación de sales procedentes de los abonos, que puede conducir a encharcamiento además de salinidad en el suelo (Suárez, y Santana, 2002).

#### 1.1.6. Aspectos fitopatológicos. Plagas y enfermedades de la platanera.

A continuación se presenta una breve descripción de las principales plagas, enfermedades y desordenes conocidos hasta el momento de la platanera (Jones, 2000).

##### Cochinillas.

En Canarias se encuentra presente la especie *Dysmicoccus grassii* Leonardi. Sus daños son la succión de savia y la producción de secreciones azucaradas que atraen a los hongos causantes de la “fumagina”, que mancha y deprecia el fruto (Galán Saúco, 1992) El control se basa en la limpieza de la planta y la monitorización de la plaga, así como en el control de hormigas, con las que tiene relaciones de mutualismo. Existen enemigos naturales en forma comercial que se pueden introducir en el cultivo, como los coccinélidos *Cryptolaemus montrouzieri* (Muls, 1860), y *Nephus peyerimhoffii* que actúan como predadores. Los productos fitosanitarios autorizados incluyen aceites de parafina, azadiractina, spirotetramat y clorpirifos (Coplaca, 2015).

### Lapillas.

La especie que causa daños es *Aspidiotus nerii* Bouche, la cual chupa la savia de la planta, causando amarilleo de las hojas (en cuyo envés suelen situar sus colonias) y reduciendo la capacidad fotosintética de la planta. Es importante realizar una detección temprana de su aparición sobre el cultivo. En zonas citrícolas del Levante español, donde esta plaga causa problemas a las plantaciones de limoneros, se utilizan los enemigos naturales *Aphytis melinus* y *Encarsia citrina* Craw. El único producto fitosanitario autorizado actualmente es el clorpirifos (Coplaca, 2015).

### Trips.

En Canarias las especies de trips presentes son *Hercinothrips femoralis* y *Thrips florum*. Estos insectos pueden dañar tanto el follaje como el fruto, aunque el daño es más grave en el fruto porque causa una decoloración plateada que puede llegar hasta tonos marrones-cobrizos, e incluso negros, depreciándolo desde el punto de vista comercial (Galán Saúco, 1992). Su control preventivo se basa en eliminar la bellota que le sirve de refugio y monitorizar su presencia con el uso de trampas adhesivas azules. Algunos ácaros depredadores han mostrado ser eficientes para contribuir en el control de trips en condiciones adecuadas: *Amblyseius cucumeris* y *A. swirskii*. Los productos fitosanitarios autorizados actualmente son el clorpirifos y el spinosad (Coplaca, 2015).

### Araña roja.

Diferentes especies del género *Tetranychus*, conocidas comúnmente como araña roja, han sido citadas como plagas de platanera en los subtrópicos. En Canarias, la especie presente es *T. urticae* Koch. Los síntomas en las hojas, de poca importancia económica, son manchas marrones en el envés y amarilleamiento o clorosis puntual en el haz, mientras que en el fruto afecta la calidad visual, ya que en ataques fuertes producen decoloraciones de color cobrizo, similares a las producidas por trips (Galán Saúco, 1992). Esta plaga puede controlarse biológicamente con ácaros depredadores como *Amblyseius californicus* (muchas veces presente en forma natural) y *Phytoseiulus persimilis*, apoyados por el díptero *Feltiella acarisuga*. Los productos fitosanitarios autorizados en este momento para su control en platanera incluyen: aceite de parafina, azadiractina, azufre, clofentezim, hexitiazox, etoxazol y oxamilo (este último solamente aplicado a través de riego por goteo; Coplaca, 2015).

### Moscas blancas.

Las especies de moscas blancas que parasitan la platanera en Canarias son *Aleurodicus dispersus* Rusell (también llamada mosca blanca espiral) y *Lecanoideus floccissimus* (denominada mosca blanca algodonosa). El control preventivo incluye la monitorización con trampas adhesivas amarillas para actuar sobre la plaga antes de que se establezca, así como evitar la fertilización nitrogenada excesiva. Existen algunos enemigos naturales, pero poco eficientes, aunque el uso de hongos entomopatógenos ha dado buenos resultados. Los productos fitosanitarios actualmente autorizados para su uso en platanera incluyen: aceite de parafina, azadiractina, clorpirifos y sales potásicas de ácidos grasos vegetales (jabones potásicos; Coplaca, 2015).

### Pulgones.

Poca importancia en platanera, son los llamados pulgón negro (*Pentalonia nigronervosa* Coquerel) y pulgón verde (*Aphis gossypii*). Para su manejo es importante controlar las poblaciones de hormigas, con las que tiene relaciones de mutualismo. Existen varios insectos que actúan como eficientes enemigos naturales de los pulgones: el himenóptero endoparásito *Aphidius colemani*, el díptero depredador *Aphidoletes aphidimyza* y la crisopa *Chrysoperla carnea*. Los productos fitosanitarios actualmente autorizados para su control en platanera son: aceite de parafina, azadiractina y oxamilo (este último solamente aplicado a través de riego por goteo; Coplaca, 2015).

### Lagartas.

Este tipo de insectos son lepidópteros noctuidos que producen daño en el cultivo en su etapa de larva (oruga), siendo las especies plaga en platanera *Chrysodeixis chalcites* y *Spodoptera littoralis*. Producen los mayores daños en cultivos bajo invernadero, donde puede alimentarse sobre los frutos, depreciándolos en forma importante. Su manejo debe integrar la prevención, mediante la monitorización de los vuelos de los adultos con trampas de feromona y la limpieza de la fruta (desgarepado), con el uso de alternativas como el trameo masivo, la utilización de plantas trampa (hierbas espontáneas u otros cultivos que sean más apetecibles para la lagarta que la platanera) y la introducción y/o promoción de la fauna auxiliar. El control biológico se suele dar naturalmente, sobre todo al aire libre y/o en cultivos con baja aplicación de fitosanitarios, gracias a varios parasitoides y un virus NPV (nucleopoliedrovirus). En forma comercial se dispone de preparados de la bacteria *Bacillus thuringiensis*, que da muy buenos resultados combinada con el parásito de huevos *Trichogramma* sp. Los productos fitosanitarios actualmente autorizados para el control de lagartas en platanera son: azadiractina, clorpirifos, indoxacarb (de uso limitado en cultivos al aire libre o bajo malla, no en invernadero hermético) y lambda cihalotrina (Coplaca, 2015).



### Taladro.

Aunque esta oruga (*Opogona sacchari* Bojer) no se considera una plaga en las zonas subtropicales y tropicales, puede causar graves daños en Canarias (Galán Saúco, 1992) Este insecto excava galerías en el tallo del racimo y en los frutos, y también se la encuentra en la bellota y en las partes viejas de la planta (Galán Saúco, 1992). Para su control deben combinarse medidas de limpieza como la destrucción de las cepas viejas y el corte de la bellota después de que las manos han alcanzado su tamaño definitivo (Galán Saúco, 1992) no existiendo actualmente productos fitosanitarios autorizados en platanera para su control (Coplaca, 2015).

### Picudo de la platanera.

Es un coléoptero, *Cosmopolites sordidus*, que se considera como la plaga más importante en la platanera a nivel mundial, así como en Canarias, donde fue reintroducida en 1986. Las larvas realizan galerías en el rizoma, afectando la iniciación de las raíces, matando las raíces presentes, limitando la absorción de nutrientes y reduciendo el vigor de las plantas, produciendo retrasos en la floración y aumentando la susceptibilidad de la planta a plagas y enfermedades. Su control es difícil debido a su ciclo largo, su resistencia a condiciones ambientales extremas y su localización dentro de la planta. Las alternativas de manejo incluyen el mantenimiento de plantaciones vigorosas con buenas prácticas de cultivo, la captura masiva de adultos mediante trampas de feromonas, las prácticas culturales al establecer nuevas plantaciones, y la inyección de pesticidas en el corno de las plantaciones nuevas (Galán Saúco, 1992) Los productos fitosanitarios actualmente autorizados para su control son: azadiractina, clorpirifos, y fenamifos (sólo en cultivos bajo invernadero hermético, a través del riego por goteo; Coplaca, 2015).

### Nemátodos.

Son varias las especies de nemátodos asociadas a la platanera: El de mayor importancia económica es *R. similes*. Las heridas causadas por su actividad son una vía de entrada de microorganismos secundarios, que producen coloraciones rosadas, pardeamientos vasculares y pudrición. Este nemátodo no se encuentra presente en Canarias. El género *Helicotylenchus* spp. y la especie *Rotylenchulus reniformis* tienen una gran importancia como parásitos de musáceas en muchos lugares productores de plátano o banano aunque en Canarias, solo esta descrito *Helicotylenchus* sp.

Otros nemátodos importantes descritos para la platanera en Canarias cuya sintomatología en raíces se manifiesta de forma diferente según la naturaleza del nemátodo son: agalladores como *Meloidogyne incógnita* y *M. Javanica* o lesionadores como *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus coffeae*. La sintomatología externa recuerda a situaciones de estrés abiótico y bloqueos de nutrientes tales como amarilleos foliares y decaimiento principalmente (Rodríguez Santana et al., 1984).

## Virus.

Virus del Bunchy top (BBTV): Los síntomas iniciales consisten en estrías verde oscuras a lo largo de las nervaduras de las hojas y del peciolo. Posteriormente se observa una reducción de la lámina foliar y clorosis. Internamente se produce una hiperplasia con aumento de la división celular e hipertrofia del floema y parénquima adyacente que puede conducir a necrosis e invasión de sustancia mucilaginosas. El agente causal pertenece al grupo de los luteovirus, presentando partículas isométricas de diámetro variable entre 20 y 28 nm. Se transmite a través del pulgón *Pentalonia nigronervosa* Coquerel. Está considerada la principal virosis de la platanera, distribuida por Asia, África y algunas islas del Pacífico (Dale, 1993), hasta el momento no se ha descrito en Canarias (Thomas, e IskraCaruana, 2000).

Virus del mosaico del pepino (CMV): Los síntomas característicos varían desde suaves estrías amarillas hasta necrosis en las hojas. El agente causal presenta partículas esféricas y un gran número de estirpes. Se transmite a través de áfidos como el *Aphisgossypii* Glover. Presente en Canarias.

Virus del rayado (BSV): Aunque la sintomatología es muy similar al CMV (Lockhart, y Jones, 2000) varía según el aislado, el cultivar y el ambiente y puede expresarse desde una discretas motas cloróticas hasta estrías necróticas. Generalmente los síntomas suelen ser rayas discontinuas o a veces continuas amarillas o cloróticas desde el nervio central a los márgenes. Pertenece al grupo de los badnavirus. Esta transmitido por *Planococuscitri*, y se encuentra en Canarias.

Virus de las brácteas (BBrMV): Es el que más recientemente se ha descrito. Se diferencia del resto de virosis por producir un mosaico característico en las bracteas, aunque también produce en ocasiones un aumento de la pigmentación del pseudotallo. Pertenece a los potyvirus. Está transmitido por *Aphis gossypii* Glover, *Rhopalosiphummaidis* (Fich) y *Pentalonia nigronervosa* Coquerel.

Otras virosis descritas en la platanera son: “Virus del mosaico suave” (BanMMV) que produce una sintomatología incierta, a veces observándose mosaico y rayas cloróticas en hojas y el “Virus de la muerte de la hoja terminal” (BDBV) que produce clorosis en hojas y arrugas, necrosis marginal y muerte de la última hoja no desenrollada o hoja “cigarro puro”.

## Bacterias

En la platanera la enfermedad más importante producida por una bacteria es el “Moko”, cuyo agente causal es *Ralstonia solanacearum* (Yabuuchi, 1995); *Pseudomonas solanacearum* E.F. Sm raza 2, biovar 1; *Burkholderi asolanacearum*) (Hayward, 1994). Se encuentra ampliamente distribuida por todo el mundo, aunque no se encuentra descrita en Canarias. Se trata de un organismo aerobio, gram negativo, no fluorescente. El patógeno utiliza los vasos conductores como medio de multiplicación y dispersión. Los haces vasculares acaban bloqueándose dando lugar a los síntomas característicos de amarilleo y marchitez, semejantes

a los que la planta manifiesta cuando sufre sequía, como ocurre en otras enfermedades vasculares como el MP. Existen dos vías infección, por el suelo (en la mayoría de plantaciones comerciales) y por insectos (en plátanos de cocinar). En los cultivares AAA, las plantas infectadas por ‘moko’ muestran amarilleamiento normal en las hojas más viejas, que se va acentuando al mismo tiempo que se propaga a las más nuevas. El follaje afectado se marchita y se dobla, quedando las hojas colgadas y adheridas a la planta (en falda). Los hijos de plataneras enfermas presentan también amarillos y marchitez con seca. La planta también presenta síntomas internos que se asemejan mucho a los síntomas asociados al MP (Thwaites, 1999) pues en el rizoma aparece una serie de puntos que pueden ser de color amarillo, marrón oscuro o casi negros, aunque la diferencia con la enfermedad vascular de origen fúngico es la presencia además de áreas blandas de color oscuro. Tales puntos no son otra cosa que el corte de las venas internas conductoras de la savia, las cuales han sido coloreadas por la acción tóxica de los agentes patógenos. Es característica de suelos arcillosos.

La enfermedad conocida como “*Banana Blood disease*”, que produce marchitez foliar y coloración roja de los frutos, está presente en Java y Sumatra y su etiología ahora parece estar clara (Thwaites, 1999) ya que podría estar producida por unas cepas bacterianas muy próximas a *Ralstonia solanaceum*, antes denominadas *Pseudomonas celebensis* nombre no válido actualmente (Eden Green, y Sastraatmadja, 1990) o *Xanthomonas campestris* (Davis et al., 2000). Molina (1999), Stover y Espinoza (1992), la citan como *Pseudomonas celebensis* (*Xanthomonas campestris*pv. *celebensis*).

La “*Javanese Vascular Disease*”, enfermedad de particular interés, aunque no bien estudiada, en cuya etiología parecen intervenir especies de *Fusarium* y de *Pseudomonas* (Thwaites, 1999).

También han sido citadas como de menor gravedad otra serie de géneros y especies productoras de podredumbres blandas del pseudotallo y del rizoma como *Erwinia* sp. en especial la especie *E. carotovora* subsp. *atroseptica*, que produce una pudrición en el rizoma (Pereira, y Nunes, 1988), *E. carotovora* (Cedeno et al., 1990), *E. carotovora* subsp. *atroseptica* (Lakshmanan, y Mohan, 1992), *E. carotovora* y *E. chrysanthemi*. En bananos FHIA, Guzman y Sandoval (1996) describen una decoloración vascular en producida por *E. carotovora*. También se describen en podredumbres blandas del rizoma los géneros *Xanthomonas*, en especial *Xanthomonas campestris*pv. *manihotis* (Hahn et al., 1989) y *Pseudomonas* (*P. solanacearum* biovar 3) (Eden Green et al., 1994). *Pseudomonas solanacearum* race 1, fue aislada de plantas enfermas de *Musa shizocarpa*, y posteriormente inoculada en el diploide *Sucrier* (AA), un cultivar derivado de *M. acuminata* causando amarilleo foliar pero no fue patogénica en bananos triploides (Akiew, 1992).

Dickey y Victoria (1980), citaron a *Erwinia carotovora* spp. *paradisiaca*, *E. paradisiaca*, *E. carotovora*spp. *chrysanthemi* y *E. chrysanthemi* como causantes de podredumbre del pseudotallo de *Musa paradisiaca* Linnaeus. En Cuba, Rivera Docando (1978) describió como causante de enfermedad de pseudotallo a *Erwinia chrysanthemi* [pv. *chrysanthemi*] y de la podredumbre del cormo a *E. carotovora*spp. *carotovora* en el cultivar ‘Macho’ de plátano de cocinar.

Como causantes de la “podrición acuosa del pseudotallo” se ha citado a *E. chrysanthemipv. paradisiaca* (Salazar, y Duque, 1994) en *Musa spp.* Otras bacteriosis de *Musa spp.* han sido atribuidas a *P. solanacearum* biovar 3 (Hayward, 1994).

El “Bugtok”, aunque es predominantemente una enfermedad de los frutos, también puede afectar al pseudotallo y ha sido atribuida a estirpes de *R. solanacearum*, en los cultivares ‘Saba’ y ‘Cardaba’ pertenecientes al subgrupo *Musabalbisiana* y su transmisión puede ser por insectos (Soguilon et al., 1995). También llamada “Taproukdisease” ha sido asociada a *P. solanacearum* biovar 1 (Hayward, 1994).

La “enfermedad bacteriana de Abacá” en la que parecen intervenir especies próximas a *Ralstonia solanacearum* raza 2 y cuya sintomatología es similar a la del “moko”, aunque se diferencia por causar rayas marrones a lo largo de las venas de las hojas (Thwaites, 1999).

“Enfermedad bacteriana” de *Ensete ventricosum* causada por *Xanthomonas musacearum* (Demeke, 1986). Recientemente, se ha asociado a la especie *X. campestris pv. musacearum* (Korobko, 1997). Chase y Jones (1987) también describen a *X. campestris* como causante de podredumbre blanda en *Strelitzia reginae*.

Otras bacterias no patogénicas han sido aisladas de plantas de platanera como contaminantes *in vitro*, tales como *Mycobacterium sp.*, *Bacillus subtilis* y *B. Cereus* (Benjama, 1994; Houwe et al., 1998). También se han encontrado como contaminantes de los medios utilizados en cultivo *in vitro* *Staphylococcus xylosus*, *S. aureus*, *S. cohnii*, *Bacillus sp.*, *Corynebacterium sp.* y *Pseudomonas vesicularis* (Kneifel y Leonhardt, 1992) y contaminaciones endógenas causadas por bacterias pertenecientes a los géneros *Pseudomonas*, *Erwinia* y *Bacillus* (Surga, y Guevara, 1994).

### Hongos y enfermedades.

La Sigatoka-amarilla se caracteriza por la presencia de manchas amarillas foliares, causadas por *Mycosphaerella musicola* Leach. Puede provocar pérdidas superiores al 50% en la producción. La infección ocurre en las hojas más nuevas. Se da en zonas con régimen de lluvias intenso y con temperaturas medias alrededor de 25°C. No se ha descrito en Canarias hasta el momento (Meredith, 1970).

La Sigatoka-negra, es muy parecida a la Sigatoka-amarilla, también es una enfermedad foliar y los síntomas en el subgrupo Cavendish se caracterizan inicialmente por motas marrones rojizas que progresan a rayas negras en las hojas maduras. Esta causada por *Mycosphaerella fijiensis* Morelet (Carlier, 2000), mucho más agresivo que *M. musicola* Leach (Jones, 2000). No se encuentra descrita en Canarias.

Son las enfermedades de etiología fúngica con mayor importancia económica y por su amplia distribución mundial. Otra especie patógena es *Mycosphaerella eumusae*, nueva enfermedad cuyo anamorfo es *Septoria*, de ahí la denominación inglesa “Septoria leaf spot of banana” (Carlier et al., 2000).

### Enfermedades de la raíz.

Dos especies de *Cylindrocladium* fueron descritas para banana causantes de lesiones radicales: *C. gracile* y *C. spathiphylli* (Declerck et al., 2002); (Risede y Simoneau, 2001). Este género ha sido asociado a infecciones del nematodo *Radopholus similis*. Esta interacción nemátodo-hongo varía según el clima y las características del suelo y causa disminución del vigor del sistema radical (Jones, 2000).

### Enfermedades del rizoma.

*Armillaria mellea* y *A. tabescens* causantes de podredumbres en el cormo no es muy común. Jones (2000) cita solo tres lugares Australia, Kenia y Florida donde se ha encontrado asociada a nuevas plantaciones establecidas en tierras deforestadas.

En Colombia se ha descrito en plátano ('Dominico Harton', AAB) una enfermedad conocida como "llaga estrellada", producida por *Rosellinia pepo*. Se diagnostica fácilmente debido a la presencia de cordones miceliares que se ven a simple vista en la superficie exterior del rizoma. Se suele asociar a suelos que habían sido deforestados hacia poco tiempo, donde quedan muchos restos de madera. Es un patógeno común de otras especies como el café y el cacao (Belalcazar, 1991).

También han sido citadas otras enfermedades menores de la platanera como las producidas por *Rhizoctonia solani* en plántulas (Zhang et al. 1999, 2000), y *Ceratobasidium stevensii* descrito por (Benchimol et al. 2001) en Musa cv. Yangambi. Este hongo penetra en la planta de forma natural por el peciolo, exhibiendo micelio blanco en cuerdas (rizomorfos) que causa eventualmente seca de las hojas.

Frisullo (1994) determinó mediante pruebas de patogenicidad que el amarilleo que presentaban algunas plataneras con síntomas de podredumbre de rizoma y raíz, era producida por *Fusarium compactum*.

Se han descrito algunos hongos endófitos como patógenos de debilidad u oportunistas en banana (Photita et al., 2001) tales como, *Xylariaceous taxa*, *Guignardia cocoicola*, *Colletotrichum gloeosporioides* (*Glomerella cingulata*), *C. musae*, *Guignardia cocoicola*, varios micelios estériles, *Xylariaceous spp.*, *Deightoniella torulosa*, *Pyriculariopsis parasitica* y *Dactylaria sp.* Muchos de los aislados endófitos son patógenos establecidos de la platanera. Estos resultados soportan la hipótesis de que algunos endófitos son patógenos latentes u oportunistas.

También denominada “Marchitamiento por Fusarium”, se trata de la enfermedad más grave en la platanera presente en las Islas Canarias (Ploetz, y Galan Sauco, 1998). Está producida por *Fusarium oxysporum* f. *sp. cubense* (FOC). La infección ocurre en las raíces, ascendiendo después al rizoma y pseudotallo. Causa amarilleo de las hojas más viejas a las más nuevas (Simmonds, 1966; Stover, 1990).

La primera constatación de que el Mal de Panamá (MP) estaba causado por *Fusarium oxysporum* f. *sp. cubense* (FOC), la realizó Smith en 1904. Es la enfermedad más devastadora que se conoce de la platanera (Rutherford, 1999; Stover, 1990).

Se halla distribuida por todas las zonas productoras de plátano mundiales (Stover, 1990). Simmonds (1966) describió los factores más importantes que afectan a la presencia y curso de la enfermedad. En primer lugar la edad de la planta, las plantas jóvenes son más susceptibles que las adultas. La condición general del sistema radical; daños o heridas provocan la respuesta de la emisión de nuevas raíces las cuales son más susceptibles que las viejas. Aguilar et al. (2000b) observó en cv. ‘Williams’ susceptible a raza 4 subtropical y resistente a la raza 1, que en suelos pesados y de mal drenaje, el sistema radical de la planta puede ser más susceptible a la infección de un aislado FOC próximo a la raza 1. En este sentido, en Canarias Domínguez (2000) comprobó que el tamaño de las partículas, los elementos coloidales y las condiciones de pH y conductividad son factores que favorecen la supervivencia de FOC en suelo. Simmonds (1966) también citó que suelos ligeros y bien aireados favorecen a *Fusarium oxysporum* f. *sp. cubense* y a la enfermedad, en tanto que los suelos compactos y constantemente humedecidos favorecen a la planta al reducir la actividad de los hongos.

El nivel nutritivo de la planta y fertilidad del suelo pueden afectar al desarrollo del MP. Alvarez et al. (1981) observaron que en suelos de plantaciones afectadas con niveles elevados de materia orgánica, calcio y zinc, la incidencia de MP era menor. Una tierra muy fértil favorece la supervivencia de la planta mejorando el crecimiento de la planta más que actuando sobre el patógeno. El pH del terreno más adecuado para la planta suele ser neutro o ligeramente alcalino. El pH elevado limita la enfermedad.

Rishbeth (1955) citado por Simmonds (1966), observó que el cv. ‘Lacatan’ resistente a FOC sucumbía a la enfermedad en condiciones del terreno excepcionalmente desfavorables, como en arcillas ácidas mal drenadas o cuando se aplicaban cantidades excesivas de fertilizantes nitrogenados a las plantas.

La patogenicidad puede ser determinada por medio de pruebas adecuadas en plantas susceptibles. Tras los trabajos de Stover (1959a; 1959b) sobre diferentes metodologías para la determinación de la patogenicidad de diferentes aislados sobre diferentes cultivares. Sun y Su (1984.) establecieron una metodología para la realización de pruebas de patogeneicidad rápidas y bajo condiciones controladas, mediante la inoculación de plántulas de cultivares ‘Gross Michel’ y ‘Cavendish’ de entre 1-2 meses de edad y 10-15 cm de altura, procedentes de cultivo in vitro, con suspensiones de  $3 \times 10^4$  esporas / ml. La expresión de los síntomas ocurrió a los 15 días y el colapso a los 30 días de inoculación.

## 1.2. Descripción. Agente causal: *Fusarium oxysporum f sp cubense* (FOC ).

El Mal de Panamá (MP) está causado por el hongo *Fusarium oxysporum f.sp. cubense* (FOC), perteneciente a la clase de los Deuteromicetos o hongos imperfectos.

En relación con las estructuras del hongo, las macroconidias son producidas en esporodoquios sobre conidióforos ramificados en la superficie de las plantas infectadas o en un medio de cultivo artificial. También pueden ser producidas en formas simples en el micelio aéreo (especialmente en un medio de cultivo). Las microconidias presentan formas ovaladas y se originan sobre microconidióforos o monofilialides cortos en el micelio aéreo, (Booth, 1971; Nelson, 1983; Nelson, y Ploetz, 1990). Ambas pueden ser formadas en los vasos xilemáticos de las plantas infectadas, pero las microconidias son las que usualmente predominan en estos tejidos. Estas estructuras sirven como fuente de diseminación del hongo dentro y fuera de las plantas (Beckman, 1990).

Las clamidosporas poseen paredes gruesas, y su producción es abundante sobre los tejidos infectados en estados avanzados de la enfermedad. Usualmente se forman solas o en grupos y pueden estar intercaladas o en la parte terminal de las hifas (Booth, 1971; Nelson, 1983; Nelson, y Ploetz, 1990). Son consideradas estructuras de resistencia, y pueden permanecer en el suelo en estado de latencia por un largo período de tiempo, en presencia o ausencia de plantas hospedadoras y su diseminación ocurre con el movimiento de suelos, semillas o materiales de propagación infestados (Nelson, 1981; Beckman, 1990).

Se ha demostrado que la temperatura óptima para el crecimiento y esporulación de *Fusarium oxysporum* es 30°C, pudiendo tener un comportamiento saprofítico muy vigoroso a temperaturas entre 10 y 30°C. Es capaz de crecer y esporular sobre un amplio rango de valores de pH (óptimo a pH 7,5 - 8,5); creciendo mejor en condiciones de oscuridad continua. Las clamidosporas al germinar, llegan a crecer sobre las raíces en los diferentes puntos de contacto, hasta lograr entrar directamente a las mismas o por heridas (Nelson, 1981; Beckman, 1987).

Trujillo (1962) y posteriormente Beckman (1990), hicieron unos estudios exhaustivos sobre las alteraciones histoquímicas que se producen en la platanera por la infección de FOC. Aguilar et al. (1999, 2000a) también realizaron una serie de trabajos en los que se estudiaron los elementos y cambios estructurales que se dan en la infección del patógeno vascular desde el punto de vista histoquímico, como el oscurecimiento de los haces vasculares y las respuestas defensivas celulares frente a la infección por FOC.

En las poblaciones naturales de *F. oxysporum* se han descrito subpoblaciones (*formaespecialis* = *f.sp.*) caracterizadas por su especialización patogénica a determinadas especies vegetales. Las *f. sp.* (en su patosistema) pueden estar a su vez divididas en razas (Kistler, 1997; Ploetz, 1999). En FOC existen 3 razas que atacan a la platanera (Stover, 1990).



Para la forma *specialis* “*cubense*” se han definido las siguientes razas: raza 1- “Gross Michel” (AAA), raza 2- Bluggoe (ABB), raza 3 -*Heliconia* sp. y raza 4-Cavendish (AAA) (Waite, 1977). La reciente aparición de una nueva raza, la llamada raza 4 tropical, ha supuesto una nueva amenaza para el sector platanero, pues presenta un espectro patogénico más amplio que el de la raza 4 subtropical (Ploetz, 1997).

La caracterización de las poblaciones de FOC que se utiliza actualmente fue propuesta por (Puhalla, 1985) para *F. oxysporum* y se basa en los Grupos de Compatibilidad Vegetativa (VCG's). Los aislados que pertenecen al mismo VCG tienen la capacidad de formar heterocarion estables. Puhalla (1985), demostró que el VCG puede ser una herramienta práctica para distinguir diferentes poblaciones dentro de las formas especiales (f.sp.) de *F. oxysporum*. Indicó que agrupar los aislados en formas vegetativas de compatibilidad se puede utilizar como el protocolo sustituible de las pruebas de patogeneicidad. La determinación de los VCG se realiza a partir de enfrentamientos de complementariedad utilizando mutantes auxótrofos para la cadena del nitrato, donde interviene el enzima nitrato reductasa (Correll, 1987b). FOC tiene orígenes evolucionarios diferentes (O' Donnell et al., 1998). Todos los cultivares son del sudeste asiático y casi todos los VCG's, también excepto uno de África y otro de Florida, existiendo una coevolución del huésped con el patógeno (Bentley et al., 1998).

En el patosistema grupo “Cavendish”-FOC, presente en Canarias solo se encuentra presente la raza 4 subtropical perteneciente al VCG 0120 (Hernández, 1997), la cual puede diferenciarse de *F. oxysporum* saprófitos por características morfológicas, debido a la formación de lacinias en medio Komada (Ploetz, y Correll, 1988; Regalado Guijarro, 1998). Desde un punto de vista práctico esto sólo puede aplicarse en el patosistema presente en Canarias y en Sudáfrica, donde solo existe un VCG 0120 y una raza (raza 4 subtropical), porque se ha demostrado que los aislados de la raza 1 pertenecientes al VCG 0120 también dan colonias laciniadas (Ploetz, 1998).

#### 1.2.1. Distribución del Mal de Panamá e importancia económica.

El Mal de Panamá es causado por *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* (Foc) siendo una de las enfermedades más destructivas y reconocidas en la historia del cultivo de banano (Stover 1972; Pocasangre, 2009). El Mal de Panamá es procedente del sureste de Asia, y ha coevolucionado junto a las musáceas en su centro de origen (Bentley et al., 1998).

La enfermedad fue explicada por Bancroft (1876) en Australia (Pérez Vicente, 2004). Posteriormente, fue reportada en por Ashby en 1913 en América Central. Entre 1890 y 1960 más de 80,000 ha del cultivar Gros Michel (AAA) fueron destruidas en América Latina por la raza tropical 1 de FOC (Pérez Vicente, 2004) Además, el cultivar Cavendish fue afectado en los subtrópicos por FOC raza tropical 4, causando pérdidas importantes en plantaciones de Taiwán, China, Filipinas, Norte de Australia, Malasia e Indonesia, con pérdidas anuales de más de 75 millones de dólares, afectando los ingresos económicos de miles de trabajadores y agricultores (Dita et al., 2009). La invasión de FOC raza tropical 4 en la plantaciones comerciales del cultivar Cavendish en América Latina y el Caribe tendría un alto impacto



económico y social, comparables con los causados por la raza tropical 1 a mediados del siglo pasado (Pérez Vicente, 2004; Dita et al., 2009) Actualmente no existe una variedad resistente y con características comerciales adecuadas para sustituir las variedades del grupo Cavendish, las opciones para el manejo de la raza tropical 4 están centradas en los principios de exclusión y erradicación (Dita et al., 2009). Pero la efectividad de estas medidas depende de un sistema de diagnóstico confiable y específico (Dita et al., 2009). Además, la raza tropical 4 afecta a otros grupos importantes de Musáceas como los plátanos AAB y los bananos de cocción ABB, amenazando la producción de los pequeños agricultores en América Latina, Caribe y en África Occidental (Ploetz, 2004). Cabe destacar que al surgir esta amenaza Bioversity International, en conjunto con el Organismo Regional Internacional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA) y la Red de Investigación y Desarrollo de Plátano y Banano para América Latina y el Caribe (MUSALAC) se han encargado de promover campañas informativas para la prevención de este patógeno en América Latina y el Caribe (Pocasangre, 2009).

Según Ploetz y Pegg (2000), la distribución global de la enfermedad se debe a un componente antropocéntrico, debido a que FOC fue introducido por medio de rizomas infectados, que con frecuencia no presentan síntomas, para ser utilizado como material de siembra en nuevos terrenos libres de la enfermedad. De acuerdo a Stover (1962) la distribución de la enfermedad está relacionada a nuevos cultivares en áreas de crecimiento. El cultivar Manzano (Silk, AAB) fue introducido en el oeste de la India antes de 1750 como una planta de sombra para las plantaciones de cacao y café, y su presencia indicó el establecimiento de FOC. Este aumento de la epidemia del Mal de Panamá se debió a la demanda del cultivar Gros Michel (AAA) para consumo y exportación; esto provocó la pérdida de producción en las plantaciones y la búsqueda de nuevos terrenos de producción, dando origen a un ciclo recurrente de plantaciones por un cierto número de años y luego al abandono del terreno, debido a problemas de FOC, esto favoreció la distribución de la enfermedad (Pérez-Vicente, 2004).

Johnston (1915) analizó la enfermedad en Cuba; donde los cultivares Gros Michel(AAA), Manzano (AAB) y Burro Criollo (Bluggoe, ABB) estaban gravemente infectados, conllevando a la destrucción de las plantaciones y al reemplazo del cultivar Gros Michel (AAA) por Robusta (subgrupo Cavendish, AAA). Esta conversión restó importancia económica a la enfermedad del Mal de Panamá y fue confinada a los cultivares Gros Michel (AAA), Manzano (AAB) y Bluggoe (ABB) en parcelas de productores de pequeña escala y en patios de casas (Pérez Vicente, 2004; Pocasangre, 2009)

En África, FOC está localizado en 4 áreas: Islas Canarias, oeste, este y sur de África. Con respecto a las Islas Canarias y sur de África, FOC raza tropical 4 está afectando a Cavendish (AAA). En el oeste, desde Zaire a Ghana está destruyendo cultivos Gros Michel, AAA (Pérez Vicente, 2004). En el este la enfermedad es extendida por la distribución del cultivar PisangAwak y Bluggoe, ABB (Stover, 1962).

El cultivar Gros Michel (AAA) se establece en asocio con sistemas de producción orgánica en cultivos de café, cacao, yuca y árboles forestales en Costa Rica, debido a su preferencia de consumo para todo el país; siendo el Mal de Panamá la principal enfermedad presente en estos sistemas de producción. Asimismo estudios realizados en la región de Turrialba

demonstraron que el 90% de las fincas que cultivan café en asocio con Gros Michel (AAA) están afectadas por FOC y en la zona de Talamanca el 40% de las fincas que cultivan cacao asociado con banano presentaron problemas de FOC (Pocasangre, 2009). En consecuencia Biodiversity International en coordinación con la Red de Investigación y de Desarrollo de Plátano y de Banano para América Latina y el Caribe (MUSALAC), Corporación Bananera Nacional de Costa Rica (CORBANA), Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal de Cuba (INISAV) y la Universidad de Costa Rica (UCR) llevaron a cabo el primer Taller de entrenamiento sobre diagnóstico y caracterización de la Marchitez por *Fusarium* o Mal de Panamá, en Costa Rica. Fortaleciendo la coordinación entre los sistemas de sanidad vegetal, instituciones de investigación y productores para mantener la raza tropical 4 de FOC fuera de la región y preparar las condiciones para su eventual detección, limitación de la diseminación y manejo (Pocasangre, 2009)

### 1.2.2. Descripción de las razas fisiológicas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*.

Existen 4 razas definidas de FOC relacionadas con las Musáceas (Stover, 1962; Ploetz et al., 2000). La raza 1 está distribuida en las regiones de mayor producción de banano, siendo patogénica a los cultivares de postre de Silk y Pome (AAB) y Gros Michel, AAA (Waite, 1977) La raza 2 ataca a los bananos de cocción tipo Bluggoe y de consumo local, como Chato (ABB), PisangAwak (ABB), Pome (ABB), Pelipita (ABB) y Saba (ABB) (Waite, 1977). La raza 3 afecta principalmente a las *Heliconias* spp., (Waite, 1977). La raza 4 ataca a Robusta (subgrupo Cavendish, AAA) y a todos los cultivares susceptibles de la raza 1 y la raza 2 (Ploetz, 2000). En el Cuadro 1 se presentan las 4 razas de FOC y los cultivares a cada raza.

**Tabla 4.** Razas conocidas de *Fusarium oxysporum* f.sp. *Cubense* (Stover, y Simmonds, 1987).

Raza	Variedades atacadas
Raza 1	Gros Michel (AAA), Apple (AAB), Silk (AAB), Taiwán, Latundan (AAB), IC2 (AAA)
Raza 2	Bluggoe (ABB) y tetraploides (AAAA)
Raza 3	Heliconiaspp.
Raza 4	Todas las variedades Cavendish (AAA), Taiwán Latundan (AAB), Gros Michel (AAA), Pisang Lilin (AA), Bluggoe (ABB).

### 1.2.3. Factores agroclimáticos de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*.

La supervivencia de FOC, así como su crecimiento y esporulación son mayores en suelos de textura fina a francos y franco-arcillosos que en suelos arcillosos pesados con pH 7,2 a 8 (Cárdenas, 2001). El micelio y las conidias sobreviven sólo durante poco tiempo en suelos muy

secos, punto de partida para el desarrollo de clamidosporas (estructuras reproductivas de sobrevivencia) que se mantienen latentes aproximadamente de 20 a 30 años (Aguilar et al., 2000; Cárdenas, 2001). Se ha documentado que inundaciones por más de 18 meses destruyen las estructuras reproductivas de FOC (Ploetz, y Pegg, 1997; Cárdenas, 2001).

#### 1.2.4. Biología de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*.

*Fusarium oxysporum* es una especie compleja compuesta por al menos 70 líneas fitopatógenas hospedantes específicas y un gran número de saprófitos omnipresentes (Pérez, y Batlle, 2010). Snyder y Hasen (1940) desarrollaron el sistema de formas especiales (f. sp.) (Pérez, y Batlle, 2010). La especie que causa el Mal de Panamá, se renombró *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (FOC) (Pérez, y Batlle, 2010). Stover (1962), diferenció las poblaciones según su patogenicidad al Gros Michel y Manzano (raza 1), Bluggoe (raza 2) y Cavendish (raza 4 tropical y subtropical) (Pérez, y Batlle, 2010). FOC fue incluido en la sección Elegans (Stover, 1962; Nelson, 1981). Es un patógeno que habita en el suelo con formación de tres esporas asexuales: microconidias, macroconidias y clamidosporas (Nelson, 1981; Nelson, 1990; Figura 2). Las microconidias presentan una forma ovalada y están constituidas por una o dos células, mientras que las macroconidias, ligeramente curvadas y relativamente delgadas, en forma de hoz, presentan de 4 a 8 células, tanto las microconidias y las macroconidias se producen sobre cortas monofilídes ramificadas o no ramificadas (Nelson, 1981). Las clamidosporas son usualmente globosas y se forman individualmente o en pares de hifas o conidias y tienen una doble membrana fuerte (Nelson, 1981). Esto le confiere a las esporas estructuras de sobrevivencia del hongo, debido a que pueden permanecer en el suelo durante varios años haciendo imposible volver a sembrar cultivares susceptibles en el mismo lugar (Nelson, 1981).



**Figura 2.** Estructuras reproductivas de FOC observadas al microscopio a) microconidias b) macroconidias c) clamidosporas (Lara 2009).

La dispersión de FOC es a través de material de propagación infectado, movimiento de residuos de banano y suelos contaminados, herramientas agrícolas, el agua de escorrentía superficial y las raíces de otros hospedantes alternativos (Seshu et al. 1998; Pérez y Pocasangre 2010). Además, está comprobado que plantas provenientes de cultivo de tejidos son más susceptibles al ataque del patógeno que plantas de cormos o hijuelos (Smith et al., 1998).

### 1.2.5. Infección, epidemiología y ciclo de la enfermedad, Mal de Panamá (MP).

La invasión de FOC en terrenos libres de este patógeno es producto a la diseminación de rizomas y tejidos vegetales infectados, realizados por la actividad humana (Pérez Vicente, 2004).

El patógeno puede permanecer estático en el suelo, como las clamidosporas que son estimuladas a germinar por los exudados de las raíces o por el contacto de tejidos sanos susceptibles (Stover, 1962; Pérez-Vicente, 2004). El micelio y las conidias se producen después de 6 a 8 horas de germinación de las clamidosporas y se forman nuevas clamidosporas después de 2 a 3 días. La infección toma lugar a través de las raíces absorbentes secundarias y terciarias, pero no de la raíz principal, a menos que haya una herida en el núcleo central de la raíz (Trujillo, 1962; Pérez Vicente, 2004). El patógeno pasa a la zona vascular del rizoma en los lugares de inserción de las raíces enfermas, provocando una infección en la corteza y el cilindro central del cormo por la gran cantidad de vasos xilemáticos que se encuentran (Pérez Vicente, 2004). Las conidias se mueven a través de las haces vasculares del pseudotallo provocando una infección, el patógeno se mueve del sistema vascular a la parénquima adyacente en estados avanzados de la enfermedad formando microconidias y clamidosporas que son lanzadas al suelo cuando la planta muere, entrando en dormancia durante varios años (Stover, 1962; Pérez Vicente, 2004).

FOC presenta una menor capacidad competitiva que otras especies de hongos comunes en el suelo como *F. solani*, *F. pallidoroseum*, *Rhizoctonia sp.*, y *Pythium sp.*, (Stover, 1953; Pérez Vicente, 2004). Pero la mayor distribución de clamidosporas está en aquellos lugares donde la enfermedad ha radicado, siendo capaz de colonizar el sustrato de las raíces y de esta manera incrementar su crecimiento saprófito y su duración por muchos años en los suelos (Pérez Vicente, 2004). El ciclo de la enfermedad se repite cuando germinan las clamidosporas y hay un crecimiento saprófito en restos vegetales o por la invasión de hospederos.

FOC está confinado a los elementos del xilema, multiplicándose en plantas afectadas; pero algunas conidias son lo suficientemente pequeñas que logran pasar las placas del xilema; cuando están colonizados los vasos, las conidias se producen durante los próximos 2 a 3 días permitiendo su movimiento y colonización (Pérez Vicente, 2004). La colonización del patógeno en el cultivar Gros Michel se produce sin limitación, pero en los cultivares de Cavendish la colonización es impedida por la acumulación de tálide y gel entre las 24 a 48 horas impidiendo cualquier tipo de colonización (Pérez Vicente, 2004). Según De Ascenso y Dubery (2000) los tejidos de las raíces del cultivar Goldfinger (FHIA 1) son tolerantes a la infección de la raza tropical 4 respondiendo con una fuerte deposición de lignina y el cultivar susceptible Williams responde débil.

#### 1.2.6. Hospederos alternos de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*.

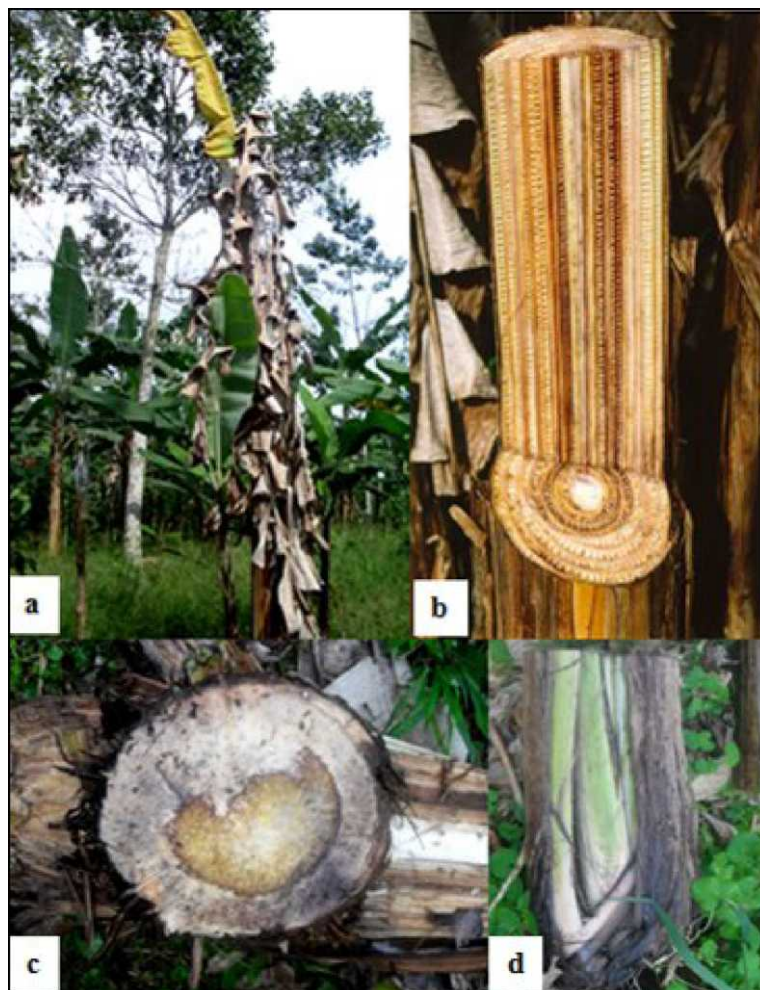
FOC puede infectar y colonizar las raíces de las malezas presentes en las plantaciones bananeras, permaneciendo en el suelo durante largo períodos (Pérez-Vicente 2004). Waite y Dunlap (1953) indican obtención de inóculo de FOC de raíces estériles de las malezas *Commelina diffusa* Burm. (*C. longicaulis* Jacq), *Paspalum fasciculatum* Willd, *Panicum purpurascens* Raddi. Su et al. (1986) documentan que aislamientos de FOC causan marchitez vascular en plantas de banano, obtenidas de las siguientes malezas *Cyperus iria* L., *Cyperus rotundus* L., *Gnaphalium purpureum* L. y *Fimbristylis liskoidzumiana* Ohwi.

También Padovan et al. (2003) y Hennessy et al. (2003) obtuvieron aislamientos de FOC de una especie monocotiledónea *Chloris flata* y tres especies dicotiledónea como *Euphorbia heterophylla*, *Tridax procumbens* y *Cyanthium cinereum* causando marchitez en plantas de banano.

#### 1.2.7. Síntomas de la enfermedad Mal de Panamá.

FOC causa marchitez en la planta, necrosis y pudrición de las raíces, rizomas y vasos del pseudotallo (Pérez Vicente, 2004). Los primeros síntomas son la aparición de estrías verdes pálidas en la base del pecíolo y la decoloración rojiza de los vasos debajo de la epidermis del pecíolo dos semanas antes de iniciar los síntomas típicos. Estos síntomas aparecen entre 2 y 5 meses después de la infección de las raíces (Stover, 1962; Pérez Vicente, 2004). A medida que avanza la enfermedad se presenta un amarillamiento de las hojas más viejas a lo largo del margen foliar y continúa hacia la nervadura central hasta quedar completamente seca y de color café (Stover, 1959a). Todas las hojas se agobian y se marchitan en la unión del pecíolo con el pseudotallo quedando colgadas, los pseudotallos pueden permanecer de pie por 1 o 2 meses (Stover, 1962). En las plantas con activo crecimiento puede observarse una rajadura del pseudotallo a nivel del suelo (Stover, 1962; Pérez Vicente, 2004). En sus inicios este síntoma se puede confundir con deficiencia de potasio, especialmente bajo condiciones de sequía y frío (Moore et al., 1995).

Los primeros síntomas internos de la enfermedad se producen en las raíces, moviéndose al rizoma en los límites de la corteza y el cilindro central donde hay mayor área vascular, observándose estrías necróticas, oscuras o azuladas sobre un fondo blanco (Stover, 1962; Stover y Simmonds, 1987; Figura 3). El patógeno pasa a través de los vasos afectados a nuevos retoños en crecimiento (Ploetz y Pegg, 2000; Pérez-Vicente, 2004). Las hojas nuevas que emergen del pseudotallo infectado son más cortas de lo normal y no se presentan síntomas internos en los frutos de banano (Pérez Vicente, 2004).



**Figura 3.** Síntomas externos e internos del Mal de Panamá causados por *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* en el cultivar Gros Michel (AAA). a) Hoja amarillenta en pie y hojas muertas colgando del pseudotallo. b) Corte longitudinal del pseudotallo, presentado una decoloración rojiza-café en sus haces vasculares de las vainas externas (Pocasangre 2009). c) Corte transversal del cormo, presentado una decoloración interna rojiza-café en la corteza y el cilindro central. d) Presencia de rajadura de pseudotallo infectado sobre el nivel del suelo.

#### 1.2.8. Estado actual del manejo del Mal de Panamá.

El Mal de Panamá ha sido la enfermedad más destructiva de las musáceas y de difícil manejo ya que no existen medidas de combate químico eficientes contra el patógeno (Laskman et al., 1987; Ploetz, y Pegg, 2000; Pérez Vicente, 2004). Pocasangre (2009) indica que los productores que siguen cultivando las variedades susceptibles como Gros Michel (AAA), el Manzano (AAB), el Prata (AAB) y los bananos de cocción tipo Bluggoe (ABB) están llevando a cabo una agricultura migratoria, siembras anuales escalonadas y la búsqueda de tierras



vírgenes libres del patógeno, pero estas prácticas sólo permiten periodos cortos de siembra ya que el patógeno vuelve a devastar las plantaciones.

Sin embargo, existen prácticas culturales que han evitado el desarrollo y la propagación de la enfermedad en áreas libres del patógeno, implementando el uso de plantas certificadas provenientes de cultivos de tejidos (Cárdenas, 2001; Pérez-Vicente, 2004). Todo esto debe estar encaminado a fortalecer el vigor de las plantas y crear condiciones desfavorables para el desarrollo del patógeno en el suelo (Jones, 2000). Por medio del uso de antagonistas para la reducción de FOC como son cepas no patogénicas de *Fusarium oxysporum* y *Trichoderma* spp. (Pérez et al., 2003), demostrando resultados en el combate biológico del Mal de Panamá y extrayéndose estos antagonistas de suelos supresivos a la enfermedad (Lemanceau et al., 1988;).

Por lo anterior, es importante integrar estas medidas de manejo contra la enfermedad para tener sistemas de producción más sostenibles, permitiéndole a los productores de musáceas mantenerse por periodos más prolongados y con menor incidencia y severidad de la enfermedad (Pocasangre, 2009).

#### 1.2.9. Prácticas culturales.

La integración de las prácticas culturales en un agroecosistema bananero, favorece el monitoreo, detección, prevención y manejo de la enfermedad; siendo efectiva la reducción de pérdidas de los cultivos (Rutherford y Kangire, 1998). La obtención de plántulas sanas y libres de la enfermedad procedente de cultivos de tejidos es una estrategia para evitar la diseminación del patógeno, sin embargo, en suelos infectados por FOC, las vitroplantas son más susceptibles que las plantas obtenidas de cormos (Smith et al., 1998). La erradicación de plantas enfermas y las medidas cuarentenarias son prácticas vitales que impiden el movimiento del material vegetal infectado hacia áreas libres del patógeno (Katan et al., 1983; Rutherford y Kangire, 1998; Seshu et al., 1998).

#### 1.2.10. Resistencia genética

Es bien conocido que la resistencia genética en bananos para la marchitez de *Fusarium oxysporum* es limitada, comparado con otros cultivos importantes (Buddenhagen, 1990). Parte del problema es que son cultivos triploides y son diploides sin semillas que están alejados geográficamente de la actividad de los centros de investigación genética (Buddenhagen, 1990).

Otro problema es que la “resistencia” es una forma de tolerancia a la marchitez por *Fusarium* (Buddenhagen, 1990). Produciéndose infecciones en la raíz, generándose mecanismos de defensa, y por último la clasificación final de resistencia o susceptible. Pero el uso de genotipos resistentes es considerado una estrategia importante para el combate de la enfermedad en las plantaciones bananeras de los trópicos de forma efectiva, económica y práctica a largo plazo para pequeños agricultores en países en desarrollo (Rutherford, y Kangire, 1998) Esto ha sido por medio de las herramientas biotecnológicas donde se han

seleccionado plantas de banano in vitro tolerantes al Mal de Panamá (Matsumoto et al., 1999; Cardenas, 2001; Lara, 2009). También se han identificado cultivares resistentes, la FHIA (Fundación Hondureña de investigación Agrícola) ha desarrollado diploides superiores SH-3142, SH-3362 y SH 3437 con resistencia a la raza 1 y 2, y SH-3362 resistente a la raza 4, derivado de Pisanglilin y Calcutta 4 (Rowe, 1990) Además del cultivar Gros Michel se han derivado dos híbridos tetraploides FHIA-17 y FHIA-23 resistentes a la raza 1; El FHIA-01 (Goldfinger) un tetraploide derivado de DwarfPrata (AAB) resistente a la raza 1 y 4 (Rowe, 1990; Vuylsteke, y Hartman, 1998; Orjeda, 1998). EMBRAPA también ha seleccionado híbridos tetraploides de Prata resistente a la marchitez por Fusarium, como PV 03-44 y PA03-22 (Rowe, 1990;). Por lo que FHIA-01 y FHIA-03 pueden reemplazar variedades susceptibles en África (Rutherford, y Kangire, 1998). Además se obtuvieron variedades resistentes por medio de la variación somaclonal en Taiwán siendo Tai-Chiao No1, GCTCV- 53, GCTCV-119, GCTCV-44, GCTCV-25-1 (Hwang, 2004); importante para el sustento de la población. Pero estos cultivares no tienen aceptación comercial debido a un tiempo muy largo para la producción e inferioridad del fruto; no presentando la calidad organoléptica de subgrupo Cavendish y mucho menos la del cultivar Gros Michel.

#### 1.2.11. Combate biológico

El combate biológico de las enfermedades se define como la capacidad natural de los suelos de suprimir la enfermedad (Lugtenberg, y Leveau, 2007). Se llama suelo supresivo a aquel donde está presente un patógeno virulento y un hospedero susceptible, pero no se desarrollan los síntomas de la enfermedad (Lugtenberg, y Leveau, 2007).

Sikora (1992) define el término antagonista como un conjunto de microorganismos que actúan como parásitos, predadores, competidores que de alguna manera repelen, inhiben o matan a los nematodos, insectos y hongos fitopatógenos.

Pocasangre (2000) indica que la utilización de microorganismos antagonistas constituye una alternativa para disminuir la incidencia de enfermedades, mejorar la nutrición y la resistencia de las plantas. Hongos y bacterias dentro del género Gliocladium, Verticillium, Trichoderma y Pseudomonas son efectivas en la reducción de pérdidas atribuidas a un número de patógenos transmitidos por el suelo, incluyendo la marchitez por Fusarium y Verticillium (Yamaguchi et al., 1992). Además, la aplicación de agentes de biocontrol en plántulas ha permitido evitar infecciones tempranas en los cultivos (Rutherford, y Kangire, 1998). El éxito de los agentes de biocontrol es la reducción de poblaciones de patógenos, la cual se da directamente por la competencia por nutrientes o nichos, el parasitismo, o mediante la inducción de resistencia de los hospederos (Rutherford, y Kangire, 1998).

#### 1.2.12. Hongos endofíticos.

Son organismos que viven dentro de los tejidos de las plantas, sin causar síntomas o daños aparentes (Bandara et al., 2006) Ellos colonizan la mayoría de plantas sanas; considerados como simbioses y mutualistas omnipresentes (Hata et al., 2002), se pueden encontrar en



varios tejidos, semillas, raíces, tallos y hojas (Bandara et al., 2006). Pueden ser extraídos del interior de las plantas o aislados desde la superficie estéril de los tejidos de las plantas (Bandara et al., 2006;). Las plantas se benefician ampliamente por la protección de estos organismos endofíticos, promoviendo el crecimiento de la planta (Compant et al., 2005) y otorgando un incremento en la resistencia a varios patógenos, por la producción de varios antibióticos y metabolitos secundarios. Esto sugiere que hay presencia de hongos endofíticos mutualistas que actúan como detonantes biológicos para activar los sistemas de defensa ante condiciones adversas bióticas y/o abióticas (Bandara et al., 2006).

Sikora (1992) y Pocasangre (2000) describen que la mayoría de los hongos endofíticos son ascomicetos y están presentes en gran parte de su ciclo de vida dentro del tejido de la planta, generando un beneficio de protección y promoción de crecimiento.

### **1.3. Biofumigación o biodesinfección de suelos**

#### **1.3.1. La biofumigación en el contexto mundial.**

Desde 1993 que se publican los primeros trabajos sobre biofumigación las investigaciones no han cesado. En más de veinte años se han publicado trabajos en zonas geográficas tan distantes como Argentina, Australia, China, España, Estados Unidos, Italia y Uruguay, habiéndose ensayado gran cantidad de productos como biofumigantes, desde las brásicas a los residuos de cultivo de olivo, tabaco o de la vid, pasando por cucurbitáceas, plataneras, solanáceas como el tomate y el pimiento, compuestas, gramíneas como el sorgo y el mijo, leguminosas, caña de azúcar, restos de café, arroz, césped, restos de jardinería, restos de la industria papelera y forestal, así como de industrias pesqueras y de mariscos, restos de origen animal como estiércol de ovino, caballo, porcino, bovino, gallinaza, purines o mezclas de estiércol y paja de cereales. Existen estudios tanto de la aplicación de biofumigantes aislados, como de la mezcla de dos o más materiales. También existen combinaciones con otros tipos de tratamientos como la solarización, inundación o anaerobiosis, o con distintas prácticas culturales como el barbecho, un sistema de manejo controlado, injertos, variedades resistentes. Lo que se ha demostrado con todos estos tratamientos y prácticas culturales es que el rendimiento mejora con la correcta aplicación de la biofumigación (Bello et al., 2003).

Existen distintas líneas de investigación dentro de la Unión Europea en países como Italia con investigadores como Lazzeri & Malaguti (2008) trabajando con brásicas y crucíferas. En América de Sur y Central podemos encontrar algunos trabajos de interés en Argentina, Cuba (Díaz Viruliche, 2000) o Uruguay, (Piedra Buena, 2004), donde se señala que la biofumigación es una alternativa al bromuro de metilo (BM) en Uruguay. Bello et al. (2003) citan también que existen experiencias en Guatemala y México. Mientras que en África encontramos trabajos en Marruecos y Sudáfrica (Gouws, y Wehner, 2004) sobre la biofumigación en papas.

#### **1.3.2. La biofumigación en España.**

Es posible encontrar muchas referencias que demuestran una eficacia similar a los fumigantes convencionales, y una gran cantidad de publicaciones sobre esta técnica. Destacan las investigaciones realizadas por Bello et al. (1997 b, 2000, 2003) y Bello, y Díez-Rojo (2004a). En ellas se describen varios ejemplos de biofumigación en cultivos de fresón en Andalucía y Valencia, pimiento en Murcia y Castilla-La Mancha, cucurbitáceas en Valencia, Castilla-La Mancha y Madrid, tomate en Valencia, brásicas en Valencia, viñedos en Castilla-La Mancha, acelga en Madrid, zanahorias en Andalucía, Valencia y Murcia, flor cortada, frutales y cítricos en Valencia.

Díaz Viruliche (2000) realiza experimentos de biofumigación en Albacete, Alicante, Madrid, Murcia y Valencia, trabajando con 32 biofumigantes distintos como son brásicas, leguminosas, restos de origen animal, gramíneas, compuestas, abonos verdes (solos y combinados) y residuos agroindustriales. Trabajos recientes sobre biofumigación los encontramos en el VII Congreso de la SEAE de Agricultura y Alimentación Ecológica celebrado en septiembre de 2006

en Zaragoza donde se presentaron, entre otros, los de Lacasta et al. (2006), Pascual et al. (2006), Lacasa (2006) en áreas de Almería, Murcia, Sevilla y Tenerife.

### 1.3.3. La biofumigación en Canarias.

Canarias es una de las regiones de España donde más trabajos existen, y también donde más ha arraigado esta técnica entre los agricultores. El Gobierno de Canarias publicó un cuaderno de divulgación sobre biofumigación y solarización, así como su efecto sobre plantas adventicias, hongos patógenos y nematodos. Díaz Viruliche (2000) realizó ensayos en Tenerife en los cultivos de plataneras y tomates bajo invernaderos en Arico. Tascón (2005) aplicó la biofumigación en cultivos de zanahorias en Icod de los Vinos, norte de Tenerife. Regalado et al. (2006) presentan en el VII Congreso de la SEAE un trabajo sobre el efecto biofumigante de restos de pimiento, tomate y calabaza, tanto ecológicos como convencionales, en un cultivo de tomates bajo invernadero. López Cepero et al. (2007), en el 59th International Symposium on Crop Protection, presentaron un trabajo sobre el control de nematodos formadores de nódulos mediante la incorporación de restos orgánicos al suelo.

### 1.3.4. La biofumigación.

La biofumigación fue descrita por primera vez por Kirkegaard et al. (1993 a,b) como la capacidad biocida de los gases que se producen al descomponerse restos vegetales. Se referían principalmente al gas isotiocianato, una sustancia que desprenden los restos de la familia de las brasicas al descomponerse y que tiene acción biocida contra los nematodos del suelo (Gamliel, y Stapleton, 1993). Posteriormente Bello et al. (2000) definen la biofumigación como: "la acción fumigante de sustancias volátiles producidas en la biodegradación de la materia orgánica y de los residuos agroindustriales en el control de patógenos de los vegetales". Además, incluyen que su efectividad mejora considerablemente cuando se incorpora en un sistema de manejo integrado, prolongando su efecto con la rotación de cultivos, barbecho, variedades resistentes, injertos, solarización, modo de siembra, labores, manejo del agua, cubiertas, control sanitario, uso de sustratos o empleo de agentes biológicos. La biofumigación, se basa en los mismos principios que los fumigantes químicos, pero tiene un efecto mejorador de los organismos del suelo. La biofumigación es una parte de la biodesinfestación de suelos (Hoitink, 1988; Bello et al., 1997b). Este método de control fue desarrollado por Kirkegaard et al. (1993) y Angus et al. (1994), aplicándolo exclusivamente a la obtención de isotiocianatos durante la descomposición de restos de brasicas. Esto planteó la necesidad de demostrar que era posible aplicar el concepto de la biofumigación a cualquier fracción orgánica, estando su eficacia limitada sólo por la dosis y el método de aplicación (Bello et al., 2003).

La protección de cultivos se plantea, por lo general, como una guerra contra los enemigos que los atacan. En consecuencia, el patógeno debe ser eliminado a través del uso de estrategias como el despliegue espacial y temporal de los genes de resistencia de las plantas cultivadas. La protección vegetal se engloba bajo el concepto de lucha, utilizando los arsenales

químicos, biológicos y, actualmente, biotecnológicos. El uso de la materia orgánica en el control de los patógenos se enfoca desde el punto de vista del incremento de la actividad y diversidad microbiana del suelo. En la agricultura convencional, uno de los factores determinantes de la producción de los cultivos es la proliferación de organismos patógenos que pueden producir plagas y enfermedades. En el caso de los organismos patógenos del suelo, el manejo durante los últimos años ha consistido en la aplicación de fumigantes del suelo como el bromuro de metilo (BM). Su eficacia en el control tanto de parásitos como de organismos beneficiosos, es tal que puede reducir a niveles mínimos la biodiversidad edáfica. A su efecto deletéreo sobre las poblaciones del suelo hay que añadir que contribuye significativamente a destruir la capa de ozono estratosférica. Para encontrar alternativas al bromuro de metilo, se aplicaron los principios de la agroecología, tratando de identificar procesos que pudieran tener un efecto similar al BM en la regulación de los organismos patógenos. Se encontró que los gases resultantes de la biodescomposición de la materia orgánica pueden tener un efecto similar al BM.

Se comenzó por demostrar, en condiciones de laboratorio, la eficacia de estos gases, encontrando que tienen efecto principalmente biostático, en particular el amoníaco. Estos gases se pueden producir en el suelo mediante una fermentación in situ, que puede estar asociada a fenómenos de anaerobiosis (Blok et al., 2000) especialmente cuando la relación C/N está comprendida entre 8 - 20. Dichos gases pueden regular las poblaciones de organismos patógenos e incrementar las poblaciones de saprófagos y la fertilidad del suelo, con una repercusión positiva en la nutrición de las plantas (Garrahou, y Naredo, 1996). Además se ha comprobado que son eficaces para el control de plantas adventicias, nematodos, insectos y bacterias (Bello et al., 2003).

#### 1.3.5. Dosis adecuada de biofumigante.

Se estableció que la dosis adecuada de biofumigante, en una primera fase, cuando los problemas son graves, puede alcanzar las 100 t ha<sup>-1</sup>; una vez reguladas las poblaciones de patógenos se puede reducir a 50 t ha<sup>-1</sup>, e incluso menos si se aplican en bandas o se incrementa la actividad de la materia orgánica. Debido al efecto biostático de los gases producidos en la biofumigación es necesario retenerlos en el suelo para prolongar su efecto sobre los organismos patógenos durante al menos dos semanas. En los primeros ensayos se utilizaron para ello plásticos, pero suponía un coste adicional bastante elevado y un impacto ambiental. Además, no es posible utilizarlos en agricultura extensiva. En la búsqueda de alternativas se observó, en primer lugar, que los plásticos no eran necesarios en suelos poco profundos (< 30 cm). Posteriormente, se encontró que el riego abundante y frecuente, además de retener los gases desprendidos durante la descomposición de la materia orgánica, prolongaba los fenómenos de fermentación, con lo que se incrementaba la eficacia de la biofumigación. Por otra parte, en los suelos con alto contenido de limo y arcilla se pueden formar costras superficiales que permitan la retención de gases. En estos casos es posible realizar la biofumigación sin plásticos, facilitando su aplicación en los sistemas de cultivos extensivos y reduciendo el impacto ambiental. En zonas de horticultura intensiva como Almería, la biofumigación es uno de los procesos claves que determinan la eficacia de los

cultivos enarenados, que además de utilizar recursos locales y regular el agua de riego, al colocar materia orgánica entre la capa de arcilla y la de arena, aprovecha su acción biofumigante, que además se puede complementar con la solarización para aumentar su eficacia (Bello, 1998).

Los principios de diversidad y complementariedad como base ecológica para la gestión de los agrosistemas aparecen recogidos en el diseño de sistemas de producción integrada y ecológica. En el caso de la protección vegetal, partiendo del conocimiento de los ciclos biológicos de los parásitos, se pueden diseñar sistemas de producción con plantas de ciclo corto, que pueden actuar como plantas trampa y que, en el caso concreto de la biofumigación, pueden servir como bioindicadores para conocer la eficacia del tratamiento, determinar si existe efecto fitotóxico de los biofumigantes e incluso actuar como biofumigantes. Se puede introducir a continuación un cultivo de ciclo largo, por ejemplo con variedades resistentes de tomates, que reduciría las poblaciones de patógenos que pudieran permanecer después de la aplicación de los biofumigantes, cubriendo el suelo con materiales de origen vegetal en los períodos más cálidos para evitar que cuando la temperatura del suelo sobrepasa los 27 °C se pierda la resistencia en la planta. Al año siguiente, una vez reducidas las poblaciones de patógenos, se podrían introducir cultivos susceptibles (Bello, 1998).

#### 1.3.6. Materia orgánica.

El uso de la materia orgánica, además de actuar como biofumigante, también actúa sobre el suelo activando una serie de procesos que favorecen la instalación de microorganismos beneficiosos. Entre ellos, destacan los descomponedores de la materia orgánica que se ha incorporado al suelo seguidos de los hongos nematofagos, lo cual, incrementa el número de nematodos depredadores, microartrópodos, nematodos omnívoros, hongos, protozoos y algas, favoreciendo también el aumento de los niveles de enzimas en el suelo (Bello et al., 2003). Por tanto, tras una biofumigación encontramos un suelo con "vida", en el que los microorganismos patógenos tendrán dificultades para volver a colonizar el suelo. Sin embargo, los fumigantes convencionales (metam sodio), una vez aplicados eliminan tanto a los patógenos, como al resto de microorganismos beneficiosos del suelo (descomponedores y depredadores), por lo que se favorece la instalación de patógenos al no existir microorganismos antagonistas, ya que la competencia entre especies es nula. Por otro lado, la descomposición de la materia orgánica produce otros compuestos: aldehídos, alcoholes, toxinas alopáticas, que favorecen el incremento de los organismos antagonistas y saprófagos en el suelo.

La materia orgánica también mejora el suelo, actuando entre otros factores sobre la fertilidad, entendiendo ésta desde un punto de vista agroecológico como: "La capacidad de los suelos agrícolas para mantener de manera perdurable, un nivel de producción estable y de calidad, conservando un estado de alta estabilidad frente a los procesos que implican su degradación, manteniendo una biodiversidad edáfica que posibilite las necesarias interrelaciones entre plantas, organismos y el medio mineral que les acoge, favoreciendo la dinámica y la disponibilidad de los nutrientes minerales, todo ello dentro de una amplia gama de condiciones locales agroambientales, socioeconómicas y culturales" (Labrador, 2004).

### 1.3.7. Duración del tratamiento.

Para que sea efectiva la actividad del biofumigante o biodesinfectante se debe mantener el tratamiento como mínimo durante dos semanas. Aunque se recomienda una duración de 4-6 semanas ya que la acción de los gases es biostática y tiene una mayor eficacia cuando se prolonga en el tiempo (Bello et al., 2003). Por ello, se suele regar abundantemente con el objetivo de que se forme una costra en la parte superior del suelo y así evitar que se pierdan los gases, con lo que se ve incrementada la eficacia de la acción biofumigante. Además, se recomienda controlar la humedad relativa de la zona que debe ser alta para mantener la costra superficial y evitar la aparición de grietas. Una vez incorporada la materia orgánica al suelo y realizado un riego abundante, se puede cubrir el suelo con un plástico para evitar la pérdida de gases y conseguir de esta manera un aumento de la temperatura del suelo. En este sistema se ahorran los riegos durante el tratamiento, aunque se ha comprobado que si se instala un sistema de riego debajo del plástico y se le aplican algunos riegos durante el tratamiento, con lo que se aumenta la humedad del suelo, además la combinación de temperaturas altas producidas por la utilización del plástico y la elevación de la humedad con los riegos incrementan la eficacia de la biofumigación.

### 1.3.8. Solarización.

La solarización se basa en la acción del calor sobre el suelo, alcanzando entre 36 y 50 °C para eliminar organismos del suelo, como los nematodos. El problema es que su zona de acción son los primeros 20 cm de profundidad ya que a partir de allí la radiación solar no es capaz de hacer que el suelo supere los 40 °C, dándose el caso de que los microorganismos móviles se pueden desplazar a las capas más profundas y no ser afectados por el calentamiento. Para los nematodos del género *Meloidogyne* es necesario que la solarización supere temperaturas de 40 °C durante dos meses o superiores a 50 °C durante 30-45 días (Lacasa et al., 2002), para que sea efectiva. Donde verdaderamente es eficaz la solarización es en los suelos de profundidad inferior a 30 cm. También resulta muy efectiva si la combinamos con la biofumigación, ya que de este modo se puede actuar tanto en el horizonte superficial como en los más profundos. Katan (1983) sugiere la adición de materia orgánica al suelo para mejorar su eficacia, mientras que Horiuchi et al. (1991) observan que la eficacia de la solarización es mayor cuando se incorporan abonos verdes.

La aplicación de plásticos en biofumigación se suele denominar biosolarización (Díaz Hernández et al., 2004) ya que, combina la biofumigación con las altas temperaturas que se obtienen al colocar el plástico. Pero esto no es del todo cierto, ya que, si el tratamiento se realiza en un invernadero donde se coloca un plástico en el suelo y las temperaturas exteriores son superiores a 30-35 °C, podremos observar que la temperatura dentro del plástico será superior a 40 °C, por tanto, tendremos solarización; pero si las temperaturas exteriores son menores de 30 °C, lo que ocurre al instalar un plástico es que se obtendrán temperaturas superiores a 20 °C el mayor tiempo posible, por tanto, sólo tendremos biofumigación y no solarización, obteniéndose mejores rendimientos a elevadas temperaturas. Depende por

tanto, de las condiciones agronómicas y ambientales (Guerrero et al., 2006). Otro factor a tener en cuenta es la temperatura, que durante la biofumigación debe ser superior a 20 °C (Bello et al., 2003). Cuanto mayor sea la temperatura más rápida será la degradación de la materia orgánica. Gamliel et al., (2001) observan diferencias significativas tanto cuantitativas como cualitativas en la emisión de compuestos volátiles con y sin altas temperaturas, siendo mejores los resultados de altas temperaturas.

La solarización tiene efecto también cuando se combina con bajas dosis de fumigantes comerciales, ya que se reduce el impacto ambiental de estos pesticidas y resulta una buena alternativa en los cultivos de fresón en Huelva y zanahoria en Cádiz (Bello et al., 2000). La combinación de la solarización con fumigantes como el metamsodio, a dosis muy reducidas, es una práctica bastante frecuente en España. Los resultados son equiparables a los del BM. El problema de la solarización es que no actúa de modo selectivo sobre los patógenos y produce una gran pérdida de biodiversidad en el suelo, así que aunque sea una alternativa a los productos químicos, por sí sola no es recomendable y, además, disminuye el número de especies, lo que puede propiciar el asentamiento de nuevos agentes patógenos, en definitiva consigue atenuar el problema, pero no solucionarlo.

#### 1.3.9. Relación C/N.

El nitrógeno por sí solo no es el factor fundamental en la biofumigación. Es imprescindible que el biofumigante contenga carbono, por lo tanto, se debe tener en cuenta la relación C/N que debe encontrarse entre 8 y 20, para que tenga efecto nematicida y no sea fitotóxico, (Rodríguez-Kabana et al., 1986). Si la relación es inferior a 8, el amoníaco y los nitratos se pueden acumular en el suelo y causar fitotoxicidad. Una alta relación C/N, por el contrario, suele deberse a gran cantidad de celulosa y lignina, y puede provocar una inmovilización del nitrógeno del suelo al incorporar el material, fenómeno denominado "hambre de nitrógeno". La gallinaza o excrementos de aves, por su alto contenido en nitrógeno, puede ser un material de interés para esta finalidad, puesto que además aporta agua aumentando la humedad del suelo y del residuo, facilitando la descomposición de éste. El efecto nematicida del amoníaco está limitado por sus propiedades físicas, ya que tiene una difusión pobre en el suelo y se mueve sólo unos pocos centímetros a partir del punto de aplicación.

Debido a la gran variabilidad de las enmiendas, donde se pueden encontrar relaciones C/N de 3 - 200 se aconseja diseñar metodologías para la caracterización fitosanitarias y agronómica de la materia orgánica a emplear. Se recomienda la mezcla de varios productos, para compensar las relaciones C/N, manteniendo un seguimiento de los productos usados, evaluando los distintos productos utilizados tanto por separado, como en conjunto con el objetivo de establecer siempre la mejor combinación posible para la zona de aplicación. También se busca la mejor relación calidad-precio, así como mejorar la técnica de aplicación en campo, ya que, cuanto más fácil sea su aplicación, menor será el gasto en mano de obra. Una observación a tener en cuenta es que la relación C/N de la materia orgánica para que sea eficaz en biofumigación debe estar comprendida dentro de los valores indicados. Aunque conviene recordar que no sólo el nitrógeno tiene poder biofumigante, de aquí la recomendación de caracterizar cada producto que se quiera usar con esta finalidad.

### 1.3.10. Utilización de subproductos de empaquetado de Platanera.

El Sector Platanero Canario genera actualmente y de forma aproximada un 13% de subproductos (raquis, plátanos y manillas maduras, rozadas y/o deformes) a la hora de poner esta fruta en el mercado o en momentos puntuales de desajuste de oferta y demanda. El aprovechamiento de los mismos, como fertilizante (tras su compostaje), supone una alternativa para generar un producto de calidad que permite, además de reemplazar una parte de la fertilización química en la platanera, reducir costes para el agricultor, disminuir la dependencia energética y económica del exterior y ayudar a mejorar las propiedades físicas y biológicas del suelo, ASAGA (2012). Además de todo lo anterior, da opción a gestionar adecuadamente este subproducto por parte de los distintos empaquetados de plátanos. En Canarias se producen cerca de 400000 t de plátano al año, la producción del año 2010 fue de 396508 t según datos de la Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Aguas del Gobierno de Canarias, con lo cual, se generan en total aproximadamente 60000 toneladas de subproductos como consecuencia de su empaquetado. Según ASPROCAN, la producción en ese mismo año en Tenerife fue del 44,14% (176560 t), en La Palma 33,97% (135880 t), en Gran Canaria 19,61% (78440), en La Gomera 1,46% (58400 t) y en El Hierro 0,79% (31600 t). Esto quiere decir, que en las distintas islas, se produjeron las siguientes cantidades de residuos: 26383 t en Tenerife, 20304 t en La Palma, 11721 t en Gran Canaria, 8726 t en La Gomera y 4722 t en El Hierro. En Canarias hay aproximadamente 9109 ha de platanera y 94 empaquetados, en los que se procesan unas 440000 t anuales que suponen cerca de 40000 t de destrío (Doble, 2011). Esto da la idea de que la producción de subproductos de empaquetado es susceptible de ser utilizada en la fertilización de la platanera, bien a través de pequeñas cantidades capaces de biodegradarse sin tratamiento o bien a través del compostaje. Aunque también estos subproductos, pueden tener otros destinos aprovechables como en la alimentación animal, más concretamente en la de caprino, ya que permite incrementar las disponibilidades forrajeras, reducir los costes y minimizar el problema de la contaminación ambiental que provoca su acumulación (Álvarez, 2010). También existen experiencias que intentan aprovechar de estos retos componentes con aprovechamiento en la industria, como son microfibras para aumentar la resistencia de otros materiales (Proyecto Badana, por COPLACA O.P.P.) o utilizarse en sistemas de aprovechamiento energético (biogás).



#### 1.3.10.1. Aplicación en campo.

Dependiendo de la dosis y del método de aplicación cualquier tipo de materia orgánica, residuos industriales o restos de origen agrario puede actuar como biofumigante. Es una técnica de fácil manejo por agricultores, porque la metodología es muy similar a la aplicación de materia orgánica al suelo con algunas diferencias.

La elección de la materia, principalmente el material biofumigante o la mezcla de varios productos biofumigantes debe tener una relación comprendida entre 8 - 20. La regulación de la temperatura. Aunque la temperatura no sea un factor limitante, cuanto mayor es mayor eficacia se obtiene. La materia orgánica que se va a aplicar debe estar en vías de descomposición.

El método de aplicación, el momento y la cantidad. Entre el transporte, almacenaje y aplicación de la materia orgánica, debe transcurrir el menor tiempo posible y se aconseja mantenerla cubierta con plástico para evitar que se pierdan los gases. Lo deseable es una aplicación inmediata, para mejorar su eficacia.

Bello et al. (2003) recomiendan la utilización de dosis de 50 t/ha de material o materiales biofumigantes y en casos de problemas muy graves de nematodos u hongos se puede llegar a 100 t/ha. Estas dosis se podrían reducir si se aplica la biofumigación solamente en los surcos de cultivo, pero siempre habrá riesgo de que en los pasillos existan infestaciones por nematodos. Una vez repartido lo más uniformemente posible (para evitar posibles focos de patógenos), se incorpora el material biofumigante al suelo mediante el pase de un rotavator. No hay grandes diferencias con la aplicación de materia orgánica tradicional, "estercolado". Se debe tener en cuenta que la mayoría de los productos usados como biofumigantes tienen acción biostática y no biocida, por lo que hay que dejar que el efecto se prolongue durante al menos dos semanas, aunque es aconsejable prolongar este período de cuatro a seis semanas, para dar tiempo a que los descomponedores y otros microorganismos realicen sus funciones.

En el caso de usar plástico, también se realizará un riego hasta capacidad de campo. Es aconsejable hacerlo por aspersión por homogeneidad y eficacia en la aplicación, pero se puede realizar también a manta o por goteo. Este último sistema es interesante, en cuanto que se puede mantener debajo del plástico y realizar durante el tratamiento varios riegos mejorando la descomposición del material biofumigante. Una vez realizado el riego, se coloca el plástico que se puede colocar sólo en los surcos o en todo el invernadero. Con el primer sistema, se reducen costes y su instalación es más fácil y manejable, pero se corre el riesgo de dejar zonas sin biofumigar. Se aconseja que en los primeros tratamientos se realice la biofumigación en el invernadero completo o en la mayor superficie posible, y ser más selectivo en posteriores biofumigaciones, ya que se tiene más experiencia con los resultados obtenidos con los distintos materiales biofumigantes, de manera que con el paso del tiempo sólo se encuentren focos localizados del nematodo.

Es recomendable alternar el empleo de residuos agrarios con abonos verdes, especialmente de brasicas, empleando 5-8 kg/m<sup>2</sup> de materia verde, aunque también se pueden aplicar combinaciones de leguminosas con gramíneas, o restos de cultivo. En el caso de la utilización de abonos verdes cultivados en la misma parcela, deben utilizarse con la precaución de que no

incrementen las poblaciones de patógenos, teniendo en cuenta si son o no hospederos y controlando los ciclos. El cultivo de brasicas tras la biofumigación, puede servir como bioindicador de la posible fitotoxicidad, puesto que la germinación de las semillas es susceptible a las sustancias fitotóxicas, y permiten detectar las zonas del cultivo donde la biofumigación no ha sido eficaz, pudiendo actuar como planta trampa y, al incorporarlas de nuevo al suelo, como biofumigantes (Bello et al., 2000). Es necesario no cultivar inmediatamente después de terminar una biofumigación y retirar el plástico, para evitar la posible fitotoxicidad por los gases acumulados en el suelo, por lo que debe dejarse airear el suelo durante al menos una o dos semanas (Tascón, 2005).

Bello et al. (2000) ponen como ejemplo de manejo integrado cultivos hortícolas de ciclo corto (dos a tres meses), que durante el invierno actúan como plantas trampa. Para el caso de hortícolas se debe tener muy en cuenta el estado sanitario de las plantas y semillas antes del inicio del cultivo, además de establecer la época de plantación considerando los cambios de temperatura que son desfavorables para los patógenos. En el caso de Canarias, se puede estratificar la época de plantación, comenzando por las zonas altas al final del verano y terminando en la costa al final del otoño. Además, se pueden utilizar también plantas resistentes, pero se debe tener en cuenta que el manejo de la resistencia debe evitar la selección de poblaciones de patógenos más virulentos. La resistencia se puede utilizar para la realización de injertos, no sólo en frutales, sino también en hortícolas, cuando se quiere cultivar una variedad susceptible a los patógenos.

#### 1.3.10.2. Valoración económica de la biofumigación.

La producción del cultivo, en zonas donde se ha realizado la biofumigación, puede alcanzar buenos precios en el mercado, ya que se puede usar cualquier material como biofumigante, todo depende de la disponibilidad a nivel local, ya que lo que verdaderamente encarece a la biofumigación es el transporte desde el lugar de origen del biofumigante a la zona de aplicación. Se puede partir de los restos de la cosecha que se incorporan al suelo con lo que se tiene un coste cero en transporte y un gran ahorro en gestión de residuos. De igual manera si se dispone de ganado y se incorpora al suelo estiércol, estiércol más paja o purines, el único problema en este caso es la gran variabilidad que pueden tener la relación C/N de estos materiales, hay por tanto que cuidar que no se produzcan fenómenos de fitotoxicidad en el suelo. Por otro lado, se puede cultivar la planta seleccionada como biofumigante y una vez obtenido el desarrollo adecuado incorporarla al suelo. En este caso el gasto principal es el del cultivo. Los costes más elevados se dan cuando no se dispone de materia orgánica en la finca y se tiene que traer de otro lugar. Por eso se aconseja siempre aplicar materiales biofumigantes de origen local.

## 2. **Objetivos.**

Los objetivos que se plantean en este trabajo son:

- 1.- Analizar la viabilidad de la biofumigación con diferentes tipos de materias orgánicas, tales como los desechos de plátano o el estiércol de oveja, sobre el control de la incidencia de *Fusarium Oxysporum* en platanera.
- 2.- Analizar la viabilidad y la repercusión en los resultados de la utilización de cubierta plástica a modo de favorecer el proceso de biosolarización.
- 3.- Buscar una salida productiva y sostenible a todo el desecho que se crea en la producción industrial de plátano, disminuyendo así, un problema grave que presentan las cooperativas agrícolas de las Islas Canarias.

### **3. Material y métodos.**

Este trabajo ha sido financiado por el Dpto. Técnico de COPLACA OPP, dentro de su línea de reducción de insumos químicos y mejora de las características ambientales de las fincas de platanera.

#### **3.1. Material.**

##### **3.1.1. Material vegetal.**

El material vegetal utilizado para la realización del ensayo fue el siguiente: Plantas del cultivar Gran Enana, variedad “Williams” procedentes de cultivo invitro suministradas por el departamento técnico de COPLACA. Se eligió esta variedad por su susceptibilidad al hongo, ya que manifiesta antes los síntomas por *F.oxysporum* que las demás variedades comerciales.

##### **3.1.2. Parcela.**

El ensayo se realizó en una finca privada perteneciente a un socio de la Cooperativa Agrícola Insular Gomera (CAIG). Cuenta con una superficie total de 25000 m<sup>2</sup> situada en el Término Municipal de San Sebastián en la Isla de La Gomera. La referencia SIGPAC (Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación) es la siguiente: provincia 38, municipio 36, polígono 14, parcela 378 y recinto 2.

En agosto de 2011, se llevó a cabo una plantación de 2000 plataneras de la variedad Gruesa Palmera, en un invernadero de 12000 m<sup>2</sup>. Este invernadero, está dividido en 5 parcelas. Una de esas parcelas, de 1000m<sup>2</sup>, presentó tras la plantación síntomas severos de ataque de *Fusarium oxysporum*, y en febrero de 2012 sólo un 10% de las 150 plantas sobrevivían sin apenas síntomas.

En los primeros estadios de infestación, se trató de controlar el problema aplicando 2 kg/planta de hidróxido de calcio en aquellas plantas que empezaban a mostrar síntomas y en las dos plantas contiguas a la misma. El objetivo de este tratamiento fue evitar la dispersión del inóculo y provocar una subida brusca del pH que dificultase el desarrollo del hongo, además de neutralizar los ácidos sobrantes (Rodríguez et al., 2012). El pH del terreno más adecuado para la planta suele ser neutro o ligeramente alcalino. El pH elevado limita la enfermedad.

Además, se comenzaron a realizar aplicaciones todos los meses a base de sulfato de zinc a 5gr/pl. Alvarez et al., (1981) observaron que en suelos de plantaciones afectadas con niveles elevados de materia orgánica, calcio y zinc, la incidencia de Mal de Panamá era menor.

La dosis de riego fue rebajada, principalmente para evitar encharcamientos y mantener una humedad adecuada en el suelo durante el cultivo.

La dispersión de *Fusarium oxysporum* es a través de material de propagación infectado, movimiento de residuos de platanera y suelos contaminados, herramientas agrícolas, el agua de escorrentía superficial y las raíces de otros hospedantes alternativos (Seshu et al., 1998), por lo cual no se transportó ningún tipo de material vegetal de esta parcela, y se separaron las herramientas de trabajo, con el fin de no propagarlo por todo el terreno. Las medidas de precaución tomadas, sirvieron para no propagar el hongo, pero no para detener la progresión en las plantas ya infectadas.

La realización del ensayo tuvo lugar en esta parcela de 1000 m<sup>2</sup> que sufrió graves daños por *Fusarium oxysporum*. Para ello, se tumbaron previamente las pocas plantas que no fueron atacadas por el hongo, se trocearon y se desbrozó el terreno.

### 3.1.3. Análisis estiércol de oveja.

Se realizó un análisis de una muestra del estiércol, que se incorporaría posteriormente al terreno infectado, en el Laboratorio de diagnóstico agrícola I+D, Canarias explosivos S.A. Con fecha 25/05/2011. Los resultados de los análisis se exponen en la Tabla 5.

**Tabla 5.** Valores obtenidos del análisis de estiércol de oveja. Salvo la humedad, los contenidos en tabla se refieren a peso seco.

PH 1:25 p/v	H v/v (mS/cm)	% humedad (pérdida a 105 °C)	% materia orgánica	% Nitrógeno Kjeldahl	C/N	Ca %	Mg %	K %	P %
10	8,1	23	23,9	1,46	10	0,57	0,7	4,53	0,67

De los datos anteriores se observa lo siguiente:

-pH elevado.

-Relación C/N adecuada.

-Alta relación del K respecto a Ca y Mg.

### 3.1.4. Descripción y análisis de los restos de cosecha.

Se analizaron los restos de cosecha de platanera, diferenciando entre el raquis del racimo y los plátanos de destrío. Llamamos plátanos de destrío a todos aquellos plátanos que desechan las cooperativas a la hora de desmanillar (separar los grupos de plátanos del propio racimo para clasificar por tamaño y grosor). Este desecho puede tener diferentes orígenes. Generalmente son los plátanos golpeados en el transporte o los de bajo calibre, aunque todo plátano “sucio” (golpes de tratamientos insecticidas, marcados por plagas existentes) también acaba aquí.

El raquis es la parte central del racimo, que une la “piña” (inflorescencia anual emitida por la planta) a la platanera y por el cual la planta suministra los nutrientes al plátano para su futuro engorde. En el raquis, van insertadas las “manos” (grupos de plátanos). Existe una relación proporcional entre el perímetro del raquis y el peso final de la “piña” de plátanos.

Se solicitó el análisis químico de dichas muestras (Tabla 6) con vistas a su uso como materia prima para el compostaje. Los métodos utilizados fueron los oficiales de análisis de compost y estiércoles, aunque dada la naturaleza de las muestras también se hizo el análisis mineral por vía seca (incineración a 450°) además de por la digestión vía húmeda (nitríco + sulfúrico). Con esto pudimos asegurarnos de que la fuerte matriz orgánica de algunas muestras no interfirió en la determinación de los cationes.

Los metales pesados se leyeron en el extracto obtenido según el protocolo de la AOAC "Metales pesados en cenizas, lodos industriales, sedimentos y suelos AOAC 990.08" (extracción con ácido nítrico, peróxido de hidrógeno y ácido clorhídrico).

**Tabla 6.** Análisis de los restos de postcosecha. Raquis y plátanos. Salvo la humedad, el pH y la conductividad eléctrica, el resto de resultados está referido sobre materia seca (sms).

Registro	% Humedad	Materia orgánica sms	% Nitrógeno Kjeldahl sms	% C/N	PH 1:25 p/v	C.E. 1:5 v/v	Ca % sms	Mg % sms	K % sms
14735 raquis	91,9	49,2	1,09	26	6,3	3,5	0,31	0,1	14,5
14736 plátanos	80,7	62,5	1,02	36	4,7	3,1	0,059	0,077	3,19

De los datos de la Tabla 6 se observa que los restos de cosecha, raquis y plátanos tienen:

-pH ligeramente ácido

-Relación C/N elevada.

### 3.1.5. Análisis de suelo.

Se realizó un análisis de una muestra de suelo previo a la aplicación de materia orgánica, en el Laboratorio del IRNA de Canarias, Sección de La Palma-CSIS y Cabildo Insular de La Palma, con fecha 23/06/2011. Los resultados de los análisis se exponen en las Tablas 7 y 8.

**Tabla 7:** Fertilidad de suelo “estado inicial”. *Fuente:* Laboratorio del IRNA de Canarias, Sección de La Palma-CSIC y Cabildo Insular de La Palma

pH	Materia Orgánica (%)	CaCO <sub>3</sub> (%)	P (ppm)	Cationes de cambio extracto ac. NH <sub>4</sub> a pH=7						
				meq/100 g suelo				Razones		
				Ca	Mg	K	Na	Ca/Mg	K/Mg	Na/Ca+Mg
7	3,1	0	14	14	10,2	2,3	0,6	1,4	0,2	0,02

ppm: Partes por millón meq: Miliequivalentes

**Tabla 8:** Salinidad de suelo “estado inicial”. *Fuente:* Laboratorio del IRNA de Canarias, Sección de La Palma-CSIC y Cabildo Insular de La Palma

pH	CEa 25°C	% SAT de H	PSI	Iones solubles meq/100 g; extracto saturado							Tipo de suelo
				Cationes				Aniones			
				Na	Ca	Mg	K	CO <sup>2-</sup> 3	HCO <sup>-</sup> 3	Cl <sup>-</sup>	
7,2	0,8	51	19,4	0,12	0,16	0,29	0,05	0,01	0,35	0,04	Alcalino

CE: Conductividad eléctrica (dS/m)  
% SAT de H: % de saturación de humedad PSI: % de sodio intercambiable

**Tabla 9:** Interpretación de los valores analizados. *Fuente:* Elaboración propia a partir de datos recogidos en Calidad y sostenibilidad en el cultivo de la platanera en Canarias (Fertilidad en la platanera), 2012

Valores analizados	Resultado	Valores adecuados
pH	7	6-7
Conductividad eléctrica (mmhos/cm)	0,8	0,8-1,5
Materia orgánica (%)	3,1	>3%
Carbonato cálcico (%)	0	0
Fósforo(ppm)	148	>80
Calcio (%)	52	60-70%
Magnesio (%)	38	25-30%
Potasio (%)	8	8-10%
Sodio (%)	2	<5%
Ca/Mg	1,4	1,5-2
Mg/K	4,4	1,5-2
K/Na	3,8	<2
K/Ca+Mg	0,10	1,8-2,20

De los datos de la Tabla 9 se observa que:

- El pH es neutro.
- La CE está en un rango adecuado.
- El nivel de materia orgánica (>3%) está bien.

El Ca y el K son bajos y el P y el Mg altos (Tabla 8), por lo que la relación Ca; Mg; K es 6:4:1, que no se aproxima a la adecuada (4:2:1), indicando que la cantidad de K es baja con respecto a la de Ca y Mg, y la de Ca baja con respecto a la de Mg.

### 3.1.6. Análisis de agua de riego.

El agua de riego se analizó en el Laboratorio del Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología (IRNA) de Canarias, Sección de La Palma-Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC) y Cabildo Insular de La Palma el 13/09/2011. Los resultados figuran en la Tabla 10.

**Tabla 10:** Análisis de calidad de aguas de riego. *Fuente:* Laboratorio del IRNA de Canarias, Sección de La Palma-CSIC y Cabildo Insular de La Palma



micromhos/cm CE a 25°C	170
pH	7
Cl <sup>-</sup> (meq/l)	0,4
CO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (meq/l)	0
HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (meq/l)	1,68
Ca <sup>2+</sup> (meq/l)	0,24
Mg <sup>2+</sup> (meq/l)	0,88
Na <sup>+</sup> (meq/l)	0,8
K <sup>+</sup> (meq/l)	0,08
Na <sub>2</sub> CO <sub>3</sub> Res.	0,56
% Na	40
SAR	1,08
CLASE EEUU (USLS)	C1S1

CE: Conductividad eléctrica

meq: Miliequivalentes

SAR: Razón de absorción de sodio

El agua tiene un pH neutro (sin presencia de carbonatos) y una CE bastante baja (0,17 dS/m) en la que no existe grado de restricción de uso para el riego (ni de salinidad ni de infiltración), teniendo en cuenta la clasificación de la calidad del agua para riego según la Clasificación de la FAO de Ayers, y Westcot (1987), pues la CE >0,7 dS/m y el SAR se encuentra entre 0-3. Además, la suma de cationes es similar a la suma de aniones. La procedencia es de galerías, pues se observa que predominan los bicarbonatos a los cloruros. En general, se trata de un agua bastante adecuada para el cultivo.

Se sabe que 1 g de abono por litro de agua, incrementa la CE en torno a 1,5 dS/m. Dado que en una abonada normal se trabaja con valores de unos 2 a 3 g/planta y día, diluido en una dosis de unos 20 l/planta y día, el incremento de conductividad es como máximo de 0,22 dS/m, por lo que no se trata de un agua mala para aplicar junto con los abonos. En este sentido no es posible que se supere en ningún caso los 2,5 dS/m no recomendables por Rodríguez, y Lobo (2008), ya que aparte de aumentar el contenido de sodio en el suelo es perjudicial para el desarrollo de la raíz.

## 3.2. Métodos.

### 3.2.1. Diseño experimental.

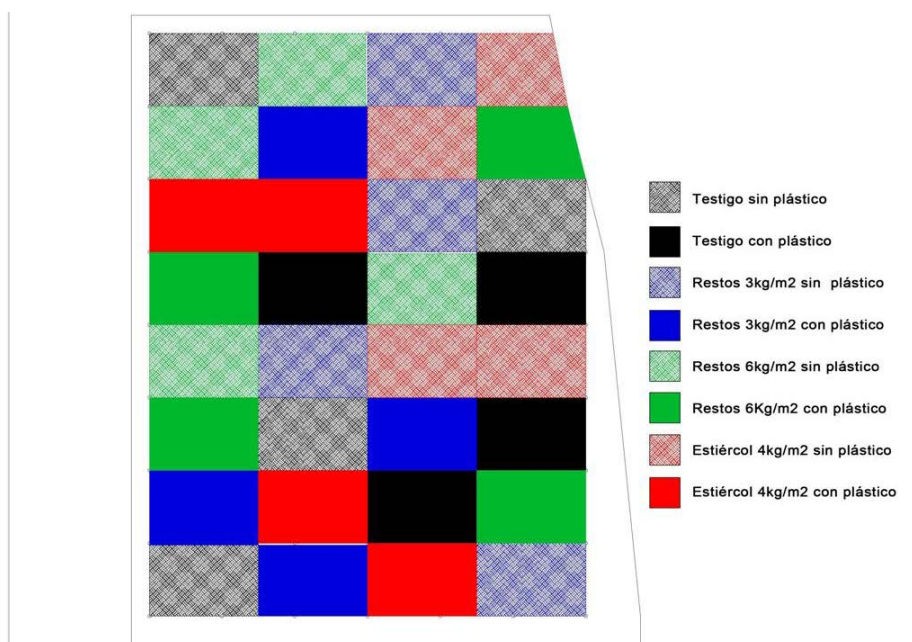
Se realizó un ensayo bifactorial con un diseño experimental completamente al azar (Figura 3). Los factores ensayados fueron: el “tipo de biofumigación” y “la utilización de cubierta plástica”.

Para el factor “tipo de biofumigación” se realizaron cuatro tratamientos (incorporaciones de materia orgánica).

1. Testigo.
2. Estiércol de oveja a 4kg/m<sup>2</sup>.
3. Restos de postcosecha a 3kg/m<sup>2</sup>.
4. Restos de postcosecha a 6 kg/m<sup>2</sup>.

Para el factor “uso de plástico”, se analizaron 2 tratamientos, con y sin plástico.

En total, obtenemos 8 tratamientos diferentes con 4 repeticiones cada uno, dividiendo la parcela de 1000m<sup>2</sup> en un total de 32 subparcelas (Figura3).



**Figura 3.** Plano de la distribución en campo de los diferentes tratamientos.

### 3.2.2. Desarrollo del ensayo.

Previo al comienzo del ensayo, se tomaron muestras de tierra de cada una de las subparcelas, (“tierra antes”) guardándolas y diferenciándolas adecuadamente para poderlos comparar con las muestras recogidas al finalizar el tratamiento de biofumigación (“tierra después”).

La materia orgánica para la biofumigación, fue incorporada al suelo mediante un rotavator el 7 de junio de 2012. En el caso de los restos de cosecha, hubo que trocearlos para facilitar su incorporación (Figura 4).



**Figura 4.** Restos de postcosecha y estiércol de oveja esparcidos en parcela, previo paso de rotavator (imagen izquierda). Vista de la parcela con el acolchado plástico en las subparcelas correspondientes (imagen derecha).

El 11 de junio, se instaló un riego por aspersión a 3m x 3m con aspersores de 120L/h.

El 12 de junio se regó durante dos horas, se desmontó el sistema de riego, y se taparon con plástico las subparcelas correspondientes (Figura 4, imagen derecha).

Se mantuvo así durante 5 semanas. Para que sea efectiva la actividad del biofumigante o biodesinfectante se debe mantener el tratamiento como mínimo durante dos semanas. Aunque se recomienda una duración de cuatro a seis semanas ya que la acción de los gases es biostática y tiene una mayor eficacia cuando se prolonga en el tiempo (Bello et al., 2003).

Después, se quitó el plástico y se dejó el suelo una semana en reposo. Es necesario no cultivar inmediatamente después de terminar una biofumigación y retirar el plástico, para

evitar la posible fitotoxicidad por los gases acumulados en el suelo, por lo que debe dejarse airear el suelo durante al menos una o dos semanas (Tascón , 2005).

El 14 de agosto de 2012, se fueron tomando las muestras de tierra biofumigadas (“tierra después”), y llenando las macetas. También se procedió así con las muestras recogidas previas al ensayo (“tierra antes”). Cada maceta, fue identificada mediante un código, facilitando la toma de datos posterior. Se tomaron cuatro muestras por cada subparcela, obteniendo 128 en total. En estas macetas, se plantaron plantas de platanera provenientes de cultivo in vitro, de la variedad Williams (Figura 5). Las macetas de un litro, una vez plantadas, fueron distribuidas a 1x1m encima de palés de madera. Se tomó esta decisión con el fin de que las muestras obtenidas tras la biofumigación no estuvieran en contacto en ningún momento con el suelo infectado.

Finalmente, se valoró la eficacia de los tratamientos mediante la tasa de crecimiento de las plantas (emisión de hojas) y aparición de síntomas de *Fusarium oxysporum*. Al cabo de tres meses de plantación se dio por finalizado el experimento.



**Figura 5.** Plantas de la variedad Williams plantadas con tierra proveniente del ensayo de biofumigación y previo al mismo.



Durante la toma de datos, se regó en función de las necesidades del cultivo en ese momento, dictadas por las recomendaciones de riego, utilizando el sistema de riego por aspersión (Figura 6).



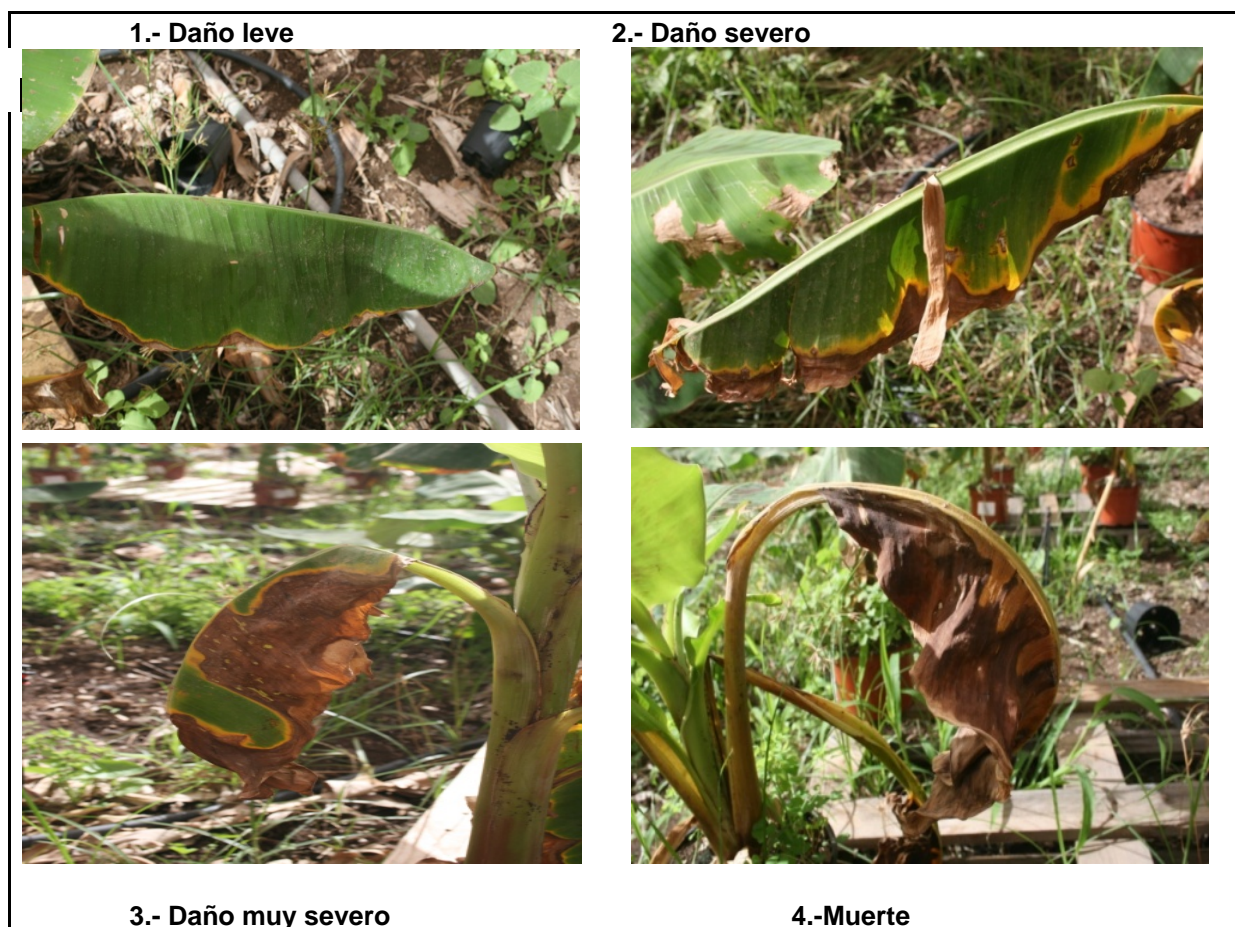
**Figura 6.** Instalación de riego por aspersión a 3 x 3m, con aspersores de 120l/h.

### 3.2.3. Método para la evaluación de daños.

Para la evaluación de daños, se tomaron en cuenta las siguientes variables.

- **Velocidad de infestación.** Se predefinió una escala de daños en función del % de la superficie de la hoja afectada. La escala fijada, va desde 0 (Ningún daño) hasta 4 (Muerte), como se explica en la (Figura 7).

- **Tasa de crecimiento de las plantas.** Se fueron tomando datos del ritmo de emisión de nuevas hojas, al tiempo que se medía si estas nuevas hojas presentaban o no daños por *Fusarium*.



**Figura 7.** Escala de daños predefinida para el ensayo.

La toma de datos comenzó el 20 de septiembre.

Al inicio del ensayo, las plantas poseían entre nueve y diez hojas. Se tomaron datos de la velocidad con la que crecía la planta. Esto se midió apuntando a lo largo de tres meses el número de hojas emitidas.

Por otro lado, y para medir la velocidad de infestación de *Fusarium oxysporum*, se tomaron los datos con una periodicidad de dos semanas, durante tres meses.

#### 3.2.4. Análisis de datos.

Para el tratamiento estadístico de los datos recogidos durante el ensayo, se usó el programa estadístico SPSS, con el cual se realizó un análisis de la varianza (ANOVA) de tres factores. A los factores propios del ensayo, se le añadió el factor “tipo de tierra” (tierra antes o después de la biofumigación). Este análisis sirve para comparar varios grupos (tratamientos) y determinar si existen diferencias entre ellos para una variable cuantitativa. Partiendo de la hipótesis de que las medias eran iguales, y con un intervalo de confianza del 95%, se obtuvo el estadístico F, que refleja el grado de similitud entre las medias. Se concluyó que existían diferencias estadísticamente significativas entre éstas cuando la probabilidad (P) de que fueran iguales fue  $<0,05$  (es decir, se rechaza la hipótesis).

En los casos en los que se encontraron diferencias entre las medias se aplicó el test de Tukey como tratamiento de comparaciones múltiples para determinar cuáles de los tratamientos eran los que originaban estas diferencias.

## 4. Resultados.

### 4.1. Estudio de los factores “uso de plástico”, “tipo de biofumigación” y “tipo de tierra” mediante la proliferación de síntomas de *F.oxysporum* en platanera.

Se han analizado dos variables, el daño por *Fusarium oxysporum* y la tasa de crecimiento tanto antes como después de la biofumigación.

Para el análisis de los datos obtenidos, se ha realizado un Anova trifactorial de los factores “uso plástico” (con y sin cubierta plástica), “tipo biofumigación” (incorporaciones de materia orgánica) y “tipo tierra” (muestras de tierra recogidas antes y después de la biofumigación).

De este análisis trifactorial, respecto a la interacción de los tres factores estudiados, no se obtienen diferencias significativas como se aprecia en la Tabla 11.

**Tabla 11.** Análisis estadístico.Resultados.

Tests de efectos inter-sujetos						
Fuente		cuadrados	ddl	cuadrados	D	Sig.
Modelo corregido	Daño	3.866 <sup>a</sup>	15	,258	2,269	,008
	Hojas	13.625 <sup>b</sup>	15	,908	31,303	,000
Ordenada en el origen	Daño	955,009	1	955,009	8406,909	,000
	Hojas	12403,125	1	12403,125	427430,769	,000
Plástico	Daño	,030	1	,030	,262	,610
	Hojas	,031	1	,031	1,077	,302
Tratamientos	Daño	,593	3	,198	1,740	,163
	Hojas	5,188	3	1,729	59,590	,000
Antes_Después	Daño	1,613	1	1,613	14,201	,000
	Hojas	2,531	1	2,531	87,231	,000
Plástico * Tratamientos	Daño	,512	3	,171	1,502	,218
	Hojas	,031	3	,010	,359	,783
Plástico * Antes_Después	Daño	,004	1	,004	,039	,844
	Hojas	,125	1	,125	4,308	,040
Tratamientos * Antes_Después	Daño	,525	3	,175	1,541	,208
	Hojas	5,531	3	1,844	63,538	,000
Plástico * Tratamientos * Antes_Después	Daño	,589	3	,196	1,727	,165
	Hojas	,188	3	,063	2,154	,097
Error	Daño	12,723	112	,114		
	Hojas	3,250	112	,029		
Total	Daño	971,598	128			
	Hojas	12420,000	128			
Total corregido	Daño	16,589	127			
	Hojas	16,875	127			

a. R 2 = .233 (R 2 ajustado = .130)

b. R 2 = .807 (R 2 ajustado = .782)

El factor “cubierta plástica” (plástico) no arrojó diferencias significativas para las variables estudiadas, daño por *F.oxysporum* (daño) y tasa de crecimiento (hojas), pero de la interacción del factor “cubierta plástica” y “tipo de tierra” (antes y después) sí se obtuvieron diferencias significativas respecto a la variable tasa de crecimiento. (Tabla 11) Siendo esto así se procedió al análisis unifactorial del factor “cubierta plástica”.

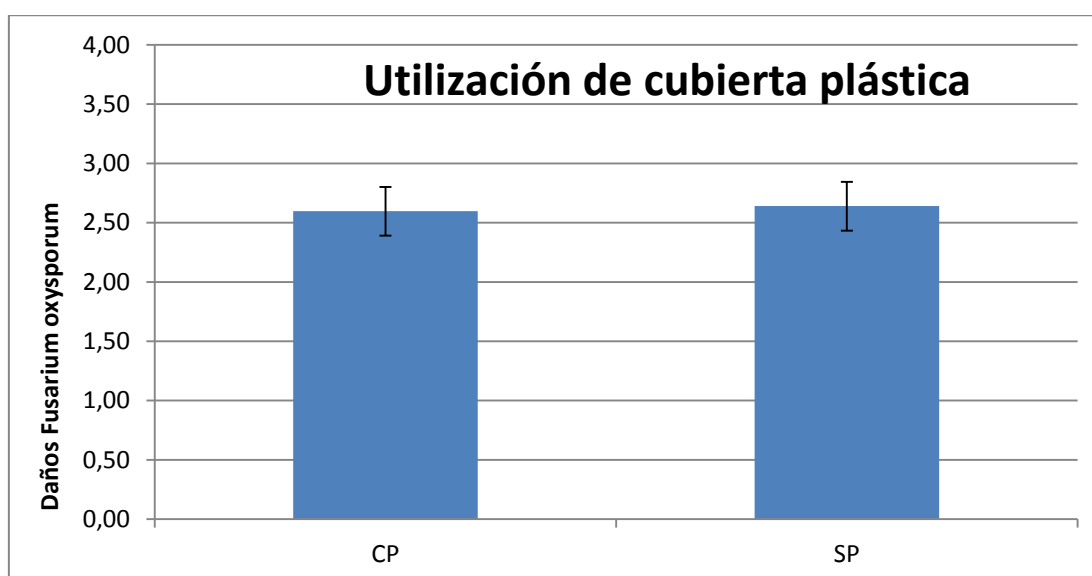
El factor “tipo biofumigación” (tratamientos), mostró diferencias significativas respecto a la variable tasa de crecimiento, y a su vez, la interacción con el factor “tipo de tierra”, volvió a



dar significativo para la misma variable (Tabla 11). Por tanto, se realizó un análisis unifactorial para confirmar los datos obtenidos.

#### 4.2. Efecto del uso de cobertura plástica en la biofumigación sobre el desarrollo de *F.oxysporum* en platanera.

Analizando cada factor por separado, la utilización de cubierta plástica no arroja diferencias significativas en el daño causado por *F. oxysporum* ni en la tasa de crecimiento de la planta como se aprecia en la Figura 8 y la Tabla 12.



**Figura 8.** Diferencias entre la utilización o no de cubierta plástica respecto al daño por *Fusarium Oxysporum*. **CP:** con cubierta plástica. **SP:** sin cubierta plástica. Elaboración propia.

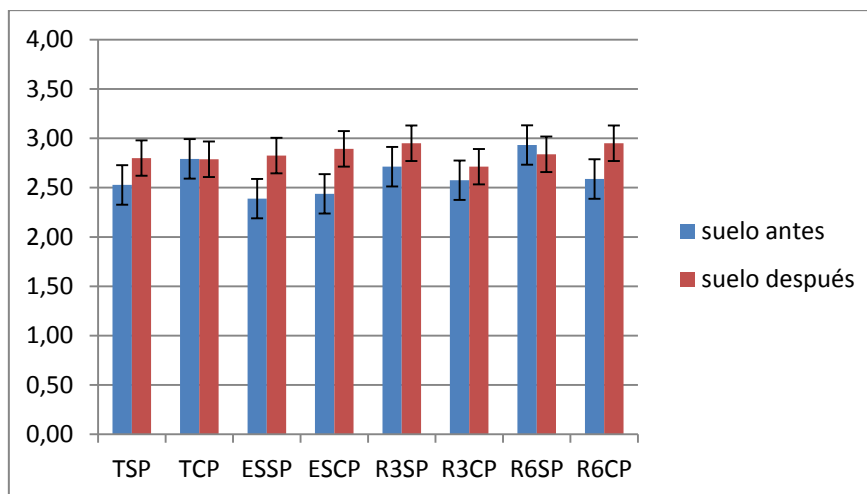
Las medias obtenidas respecto a la variable tasa de crecimiento, emisión de hojas, son idénticas con una desviación similar (Tabla 12).

**Tabla 12.** Media de hojas emitidas de los tratamientos con y sin plástico.

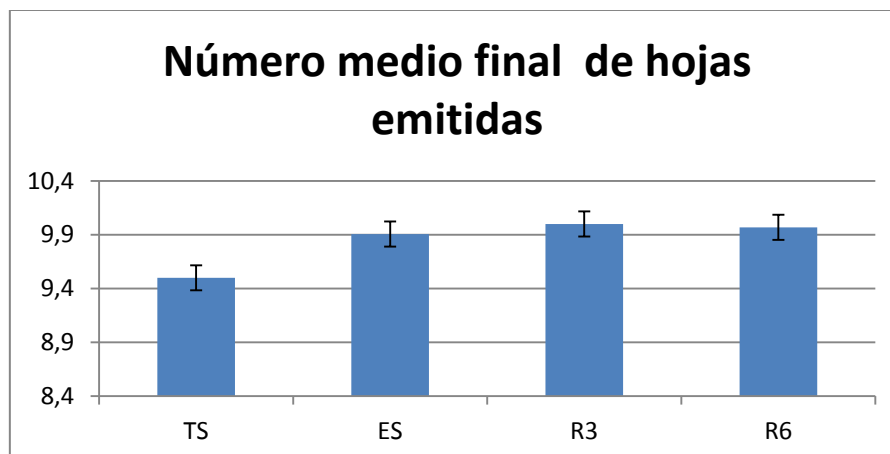
	Media hojas emit.	Dsv stnd
Sin Plástico	9,82	1,64
Con Plástico	9,85	1,655

#### 4.3. Efecto de los diferentes tratamientos de biofumigante, incorporaciones de materia orgánica, sobre la incidencia de *F.oxysporum* y la tasa de crecimiento en platanera.

Respecto al análisis unifactorial del factor “tipo de biofumigación” (tratamientos), se observa que las diferencias no son significativas respecto a la variable daño, infección de *Fusarium oxysporum*, como apreciamos en la Tabla 13, pero sí respecto a la tasa de crecimiento, velocidad de emisión de hojas, ya que el tratamiento testigo es significativamente inferior a los demás tratamientos (Figura 9 ).



**Figura 9.** Daños por *Fusarium oxysporum* en función del tratamiento. **TSP:** testigo sin plástico. **TCP:** testigo con plástico. **ESSP:** estiércol sin plástico. **ESCP:** estiércol con plástico. **R3SP:** Restos de empaquetado 3kg/m<sup>2</sup> sin plástico. **R3CP:** Restos de empaquetado 3kg/m<sup>2</sup> con plástico. **R6SP:** restos de empaquetado a 6kg/m<sup>2</sup> sin plástico. **R6CP:** restos de empaquetado a 6 kg/m<sup>2</sup> con plástico. Elaboración propia.



**Figura 10.** Numero medio final de hojas emitidas por tratamiento. (Se han tomado los datos de medición final, esto es, únicamente los de la última fecha). **TS:** testigo. **Es:** estiércol. **R3:** restos de empaquetado a 3kg/m<sup>2</sup>. **R6:** restos de empaquetado a 6kg/m<sup>2</sup>

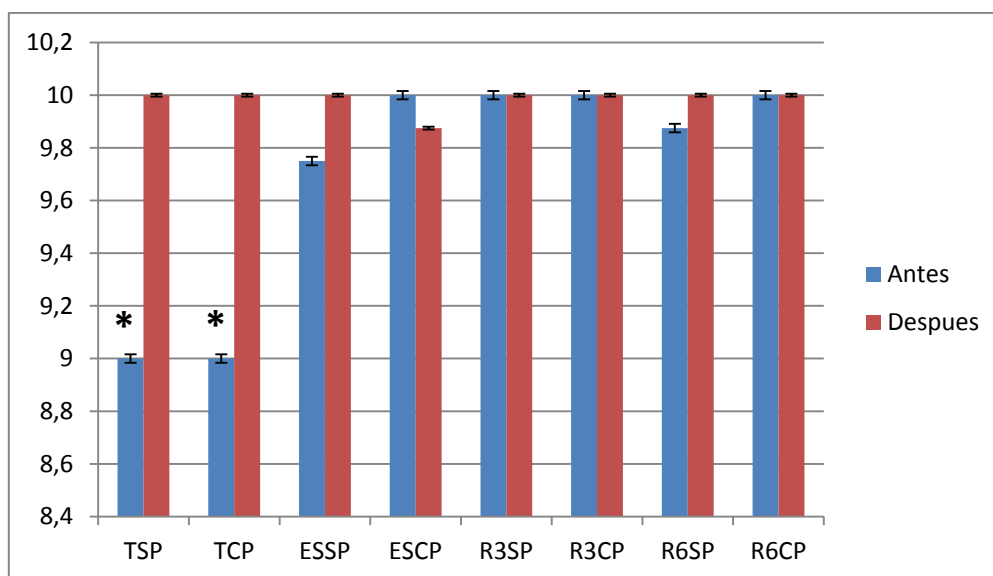
Los datos utilizados para la elaboración de la Figura 10, son únicamente los del último conteo. Con esto, valoramos el número de hojas emitidas al final del ensayo, omitiendo la velocidad de infestación (daño por *F.oxysporum*) y analizando únicamente la variable tasa de crecimiento.

#### 4.4. Análisis de los resultados obtenidos respecto al factor “tipo de tierra”, comparando muestras de tierra recogidas “antes” y “después” de la biofumigación.

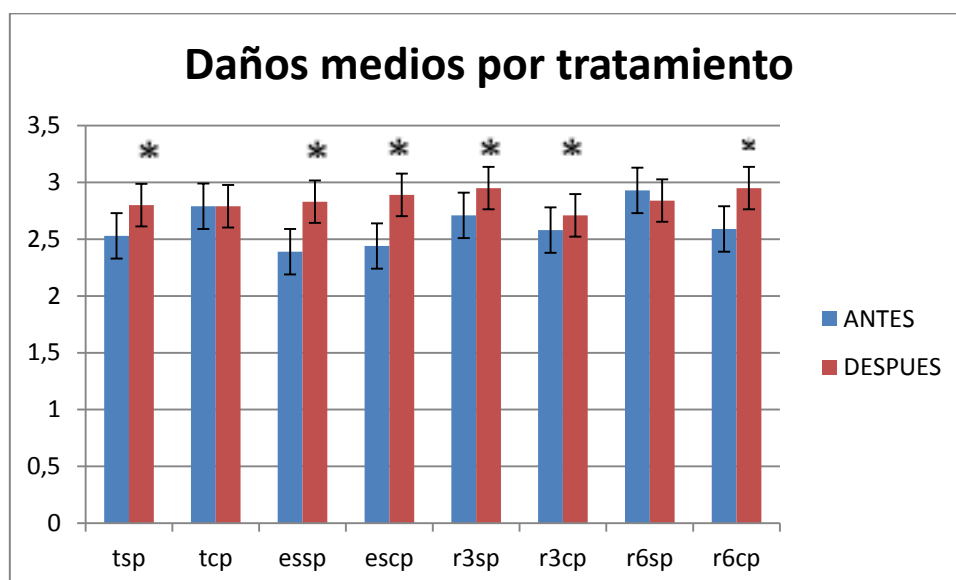
Analizando los datos obtenidos de las muestras de tierra recogidas antes y después de la realización de la biofumigación, el análisis unifactorial revela que tanto el daño como la velocidad de emisión de hojas, son significativos (Figura 11 y 12).

En la Figura 11 vemos que el número medio final de hojas en cada tratamiento es muy similar en las plantas que crecieron sobre los suelos *después* de biofumigar, y sólo se observan diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo en las plantas creciendo sobre los suelos recogidos *antes* de la realización del ensayo, que desarrolla una hoja menos en el mismo intervalo de tiempo que los tratamientos restantes.

En la Figura 12 vemos que, en contra de lo esperado, los resultados obtenidos en las muestras de tierra recogidas *después* de la biofumigación, presentan daños mayores que los de las muestras de tierra recogidas *antes*. Todos los tratamientos excepto R6SP (Restos de empaquetado a 6 kg/m<sup>2</sup> sin plástico) arrojan peores resultados respecto al daño por *F.oxysporum*.



**Figura 11.** Número medio de hojas emitidas por tratamiento. **Tsp:** testigo sin plástico. **Tcp:** testigo con plástico. **Essp:** estiércol sin plástico. **Escp:** estiércol con plástico. **R3sp:** Restos de empaquetado 3kg/m2 sin plástico. **R3cp:** Restos de empaquetado 3kg/m2 con plástico. **R6sp:** restos de empaquetado a 6kg/m2 sin plástico. **R6cp:** restos de empaquetado a 6 kg/m2 con plástico. Elaboración propia.



**Figura 12.** Daños por *Fusarium oxysporum* en las muestras de tierra recogidas “antes” y “despues” de la biofumigación. **Tsp:**testigo sin plástico. **Tcp:** testigo con plástico. **Essp:** estiércol sin plástico. **Escp:**estiércol con plástico. **R3sp:** Restos de empaquetado 3kg/m2 sin plástico. **R3cp:** restos de empaquetado 3kg/m2 con plástico. **R6sp:** restos de empaquetado a 6kg/m2 sin plástico. **R6cp:** restos de empaquetado a 6 kg/m2 con plástico. Elaboración propia.

Los datos globales reflejan que los daños de los tratamientos de tierra “después” son mayores y más uniformes que los de las muestras de tierra recogidas “antes” de la biofumigación (Tabla 13).

**Tabla 13.** Datos obtenidos en medición final, último conteo.

	Media de infección	desv std
Tierra "antes"	2,62	0.16
Tierra "despues"	2,84	0.15

## 5. Discusión.

Este trabajo se planteó por dos razones fundamentales. Por un lado, reducir el residuo de las cooperativas de plátano de Canarias, ayudando a su gestión, y por otro buscar una utilidad al mismo. Tanto el destrío como el propio plátano no comercializable o fuera de tipo, era relativamente fácil de manejar, ya que las propias cooperativas mandaban los camiones a las explotaciones a por la fruta, mandándolos vacíos, y era fácil y barato tanto moverlo como manipularlo. Cuanto más fácil sea su aplicación, menor será el gasto en mano de obra.

En Canarias, encontramos referencias de biofumigaciones obteniendo resultados interesantes, (López Cepero et al., 2007), en el 59th International Symposium on Crop Protection, presentaron un trabajo sobre el control de nematodos formadores de nódulos mediante la incorporación de restos orgánicos al suelo, pero no respecto al hongo de suelo *Fusarium oxysporum*.

Una observación a tener en cuenta para el análisis de los resultados obtenidos es que la relación C/N de la materia orgánica que utilicemos para que sea eficaz en biofumigación, debe estar comprendida dentro de los valores indicados. Es imprescindible que el biofumigante contenga carbono, por lo tanto, se debe tener en cuenta la relación C/N que debe encontrarse entre 8 y 20, para que tenga efecto nematocida y no sea fitotóxico, (Rodríguez Kabana et al., 1986). Si la relación es inferior a 8, el amoníaco y los nitratos se pueden acumular en el suelo y causar fitotoxicidad. Una alta relación C/N, por el contrario, suele deberse a gran cantidad de celulosa y lignina, y puede provocar una inmovilización del nitrógeno del suelo al incorporar el material, fenómeno denominado "hambre de nitrógeno".

Respecto al ensayo experimental planteado, la relación C/N del estiércol de oveja era el adecuado (10), pero no para el raquis y el plátano, 26 y 36 respectivamente. Siendo esto así, hubiera sido interesante añadir N, tanto vía fertirrigación antes de taparlo con la cubierta plástica o en el momento de incorporar la materia orgánica al suelo.

El ensayo no muestra diferencias significativas entre tratamientos para el daño por *F. oxysporum* pero sí respecto a la tasa de crecimiento, emitiendo el tratamiento testigo una hoja menos que el resto de tratamientos propuestos. Esto puede deberse a que el efecto no hace disminuir la incidencia del hongo o a que la elevada relación C/N ha limitado el efecto biofumigante, sin la aplicación extra de N. Por lo tanto, se propone equilibrar esta relación mediante el aporte de N para futuros ensayos. Respecto a la velocidad de emisión de hojas (crecimiento vegetativo) cabe destacar que la no aplicación de materia orgánica al suelo (testigo), es la opción menos interesante.

Sorprendentemente, las plantas que crecieron en los suelos tomados *después* de los tratamientos (suelo *después*) los daños fueron mayores (y más similares entre tratamientos) que en las plantas que crecieron en los suelos recolectados *antes* de aplicar los tratamientos. Esto puede deberse a la alta relación de C de los restos de postcosecha que pudieron inmovilizar el N del suelo, creando así unas condiciones de estrés a las plantas, convirtiéndolas más susceptibles al ataque de *F.oxysporum*.

Otro factor que pudo influir en el resultado obtenido fue el tamaño de las macetas. Las macetas utilizadas para analizar los síntomas de las plantas, fueron de 1L de capacidad, pudiendo ser escaso para un ensayo que duró tres meses, ya que la velocidad de crecimiento de las propias plantas pudieron verse afectadas por la limitación en tamaño. Lo ideal sería repetir el ensayo, pero haciéndolo directamente en suelo, para ahorrarnos problemas de este tipo y poder alargar el ensayo. Esto tiene una limitación clara, es difícil encontrar agricultores que estén dispuestos a ceder parte de sus parcelas para ensayos experimentales durante tanto tiempo, ya que repercute económicamente sobre ellos.

## **6. Conclusiones.**

-El análisis estadístico no mostró diferencias entre los tratamientos de biofumigación (testigo, estiércol de oveja a 4 kg/m<sup>2</sup> y restos de empaquetado a 3 kg/m<sup>2</sup> y a 6 kg/m<sup>2</sup>) para el nivel de daño por *Fusarium oxysporum*, pero sí en el número de hojas, donde el testigo fue significativamente diferente a la aplicación de los distintos materiales biofumigantes, emitiendo en el mismo tiempo una hoja menos.

-El uso de la cubierta plástica no supuso ninguna mejora a los tratamientos de biofumigación en las condiciones de nuestro ensayo.

-Los resultados obtenidos en este trabajo muestran que la aplicación de estiércol o restos de empaquetado, tanto a 3kg/m<sup>2</sup> como a 6kg/m<sup>2</sup>, previo a un proceso de biofumigación, no hacen disminuir la incidencia del hongo de suelo *Fusarium oxysporum* en platanera, siendo los daños en los tratamientos de tipo de tierra “después” mayores y más homogéneos que los de las muestras de tierra recogidas “antes” de la biofumigación.



## 7. Bibliografía.

- Acosta, I., López-Cepero, J., y Nogueroles, C. (2007). Manejo ecológico de la platanera. [Revisión del libro *El cultivo Ecológico de la Platanera en Canarias*]. Gabinete de Proyectos Agroecológicos. Santa Cruz de Tenerife.
- Aguilar, E., Turner, D., y Sivasithamparam, K. (2000) *Fusarium oxysporum f. sp. cubense inoculation and hypoxia alter peroxidase and phenylalanine ammonia lyase activities in nodal roots of banana cultivars (Musa sp.) differing in their susceptibility to fusarium wilt*. Australian Journal of Botany, 48. (pp 589-596).
- Akiew, E. (1992) *Bacterial wilt of diploid Musa caused by Pseudomonas solanacearum race 1*. Australia. Plant Disease, 76. (pp 753).
- Alquini, Y., y Morretes, B. (1996) *Structural organization of the root of Musa rosacea Jacq. Musaceae*. Archivos de Biología e Tecnología, 39.( pp657-669).
- Alvarez, C.E., Calzadilla, V.E., y Fernandez, M. (1999) *Chemical fertility of banana soils of Tenerife Island*. Fruits Paris, 54. ( pp159-166). Canary Islands.
- Alvarez, C.E., Garcia, V., Robles, J., y Diaz, A. (1981) *Influence of soil characteristics on the incidence of Panama disease*. Fruits, 36. (pp71-81).
- Álvarez, S. (2010) *Aprovechamiento del subproducto de la plantanera en la alimentación animal*. En: Cabrera, J. (ed.). Primeras Jornadas de Transferencia de I+D+i para una producción sostenible del plátano en las RUPs. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias (ICIA). (pp 29-37).
- Alves, E.J. (1997) *A cultura da banana, Aspectos técnicos, socioeconómicos e agroindustriais*. Ministério da Agricultura e do Abastecimento. Brasília, DF.
- Angus, J., Gardner, P., Kirkegaard, J., y Desmarchelier, J. (1994) *Biofumigation: Isothiocyanates released from Brassica roots inhibit growth of the take-all fungus*. Plant and Soil, 162. (pp107-112).
- ASAGA. (2012) *Más compost, menos residuos*. Campo Canario, 94. (pp13-14).
- Ayers, R.S., y Westcot, D.W. (1987) *La calidad del agua en la agricultura*. FAO. (pp174 ). Roma.
- Bandara, W; Seneviratne, G; Kulasooriya, SA. (2006) *International among endophytic bacteria and fungi: effect and potentials*. J. Biosci, 31. (pp645-650)
- Bancroft, J., (1876) *Report of the board appointed to inquire into the cause of disease affecting livestock and plants*. In Votes and Proceedings, 3. (pp1011-1038). Queensland.
- Beckman, CH., (1987) *The nature of wilt diseases of plants*. APS Press. St. Paul, Minnesota.

Beckman, CH., (1990) *Host responses to the pathogen. Fusarium wilt of banana*. [Edited by Ploetz, R.C.].

Belalcazar, SL., (1991) *El cultivo del platano en el trópico*. Manual de asistencia técnica, 50. Instituto Colombiano Agropecuario. Armenia, Colombia.

Bello, A., Arias, M., López-Pérez, JA., García-Álvarez, A., Fresno, J., Escuer, M., Arcos, SC., Lacasa, A., Sanz, R., Gómez, P., Díez-Rojo, MA., Piedra Buena, A., Goitia, C., Horra, JL., Martínez, C. (2004) *Biofumigation, fallow, and nematode management in vineyard replant. Nematropica*, 34. (pp 56-64).

Bello, A. (1998) *Biofumigation and integrated pest management*. In: A. Bello, J.A. González, M. Arias, R. Rodríguez-Kábana (Eds). Alternatives to Methyl Bromide for the Southern European Countries. CSIC.( pp 99-126). Valencia.

Bello, A., López-Pérez, JA., Sanz, R., Escuer, M., y Herrero, J. (2000) *Biofumigation and organic amendments*. Regional Workshop on Methyl Bromide Alternatives for North Africa and Southern European Countries, United Nations Environment Programme (UNEP). (pp 113-141). Francia.

Bello, A., López-Pérez, JA., García Álvarez, A. (2003) *Biofumigación en Agricultura Extensiva de Regadío*. Producción Integrada de Hortícolas. CSIC.(pp 670). Madrid.

Bello, A., Pastrana, MA., González, JA., Escuer, M., y Orts, C. (1997) *Control de nematodos sin bromuro de metilo y producción integrada en España*. In: A Bello, JA González, J Pérez Parra, J Tello (Coords). Alternativas al Bromuro de Metilo en Agricultura. Seminario Internacional, 1996. Consejería de Agricultura y Pesca, (pp155-171). Almería.

Benchimol, RL., Poltronieri, LS., Trindade, DR., y Albuquerque, FC. (2001) *White-thread blight: five new hosts in the state of Para, Brazil*. Fitopatologia Brasileira ,26. (pp778).

Benjama, A. (1994) *Isolation of nonpathogenic bacterial contaminants of micropropagated date palms (Phoenix dactylifera L.) and banana (Musa sp.) in Morocco*. (pp89-96). Al Awamia.

Bentley, S., Pegg, KG., Moore, NY., Davis, RD., y Buddenhagen, IW. (1998) *Genetic variation among vegetative compatibility groups of Fusarium oxysporum f. sp. cubense analyzed by DNA fingerprinting*. Phytopathology, 88. (pp 1283-1293).

Booth, C. (1971) *The genus Fusarium*.

Blok, WJ., Lamers, JG., Termorshuizen, AJ., y Bollen, GJ. (2000) *Control of soilborne plant pathogens by incorporating fresh organic amendments followed by tarping*. Phytopathology, 90. (pp 253-259).

Buddenhagen, I. (1990) *Banana breeding and Fusarium wilt*. In Ploetz, R. ed. *Fusarium wilt of banana*. APS Press, Amer. Phytopathology.(pp 107-113). St. Paul. MN USA.

Cárdenas, JE. (2001) *Selección de vitroplantas provenientes de microsecciones de banano de la variedad Gros Michel (AAA) resistentes a la raza 1 del Mal de Panamá (Fusarium oxysporum f. sp. cubense)*. Tesis Mag. Sc. Turrialba. (pp 122).

Carlier, JM., y Jones, D.R. (2000) *The causal agent*. Diseases of banana, abaca and enset. (pp. 48-56). London.

Cedeno, LR., Nieves, BM., y Palacios, EL. (1990) *Erwinia carotovora subsp. atroseptica, a causal agent of soft rot disease of Harton plantain (Musa AAB) in Venezuela*. Fitopatología Venezolana, 3.(pp 6-9).

Champion, J. (1968) *El plátano*. 2a ed. Blume. Citado por: Agustí, M. 2010. Fruticultura. 2a Ed. Madrid-Barcelona-México. Ed. Mundi-Prensa. (pp505). Barcelona.

Chase, AR., Jones, JB. (1987) *Leaf spot and blight of Strelitzia reginae (Bird-of-Paradise) caused by Xanthomonas campestris*. Plant Disease, 71. (pp845-847).

Cheesman, E., y Simmonds, NW. (1948) *Classification of the bananas III*. Kew Bull.

Compant, S; Reiter, B; Sessitsch, A; Nowak, J; y Clément, C. (2005) *Endophytic colonization of Vitis vinifera L. by plant growth-promoting bacterium Burkholderia sp. Strain Ps JN*. Applied and Environmental Microbiology, 71. (pp1685-1693).

COPLACA. (2015) *Guía para la gestión integrada de plagas en platanera*. Ed Coplaca OPP.(pp 44).

Correll, JCK., Leslie, F. (1987b) *Nitrate nonutilizing mutants of Fusarium oxysporum and their use in vegetative compatibility tests*. Phytopathology, 77.(pp 1640-1646).

Dale, JL., Burns, T., Oehlschlagel, S., y Karan, M. (1993) *Banana Bunchy top virus: prospects for control through biotechnology*. INIBAP. San José, Costa Rica.

Davis, RI., Fegan, M., Tjahjono, B., y Rahamma, S. (2000) *An outbreak of blood disease of banana in Irian Jaya.. Australasian Plant Pathology* .(pp152). Indonesia.

Declerck, S., Risede, JM., Rufyikiri, G., y Delvaux, B. (2002) *Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on severity of root rot of bananas caused by Cyldrocladium spathiphylli*. Plant Pathology, 51. (pp109-115).

De Ascenso, AR., Dubery, IA.(2000) *Panama Disease: cell wall reinforcement in banana roots in response to elicitors from Fusarium oxysporum f. sp. cubense race four*. Phytopathology, 90.(pp1173-1180).

Demeke, T. (1986) *Is Ethiopia's Ensete ventricosum crop her greatest potential food?* Agriculture International, 38. (pp 362-365).

Díaz Hernández, S., Gallo, L., Domínguez-Correa, P., y Rodríguez-Pérez, A. (2004) *Efecto a largo plazo de la solarización sobre la producción, incidencia de raíces corchosas y actividad biológica del suelo en el cultivo del tomate*. XII congreso SEF.(pp 289). Lloret de Mar, Girona.

Díaz Viruliche, LP. (2000) *Interés Fitotécnico de la Biofumigación en los Suelos Cultivados*. Tesis Doctoral, ETSI Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid. (pp 600). España.

Dickey, RS., Victoria, JI. (1980) *Taxonomy and emended description of strains of Erwinia isolated from Musa paradisiaca Linnaeus*. International Journal of Systematic Bacteriology, 30. (pp 129-134).

Dita, MA; Waalwijk, C; Souza Junior, MT; Kema, GHJ. (2009) *Generando conocimientos y herramientas para el control de la raza 4 tropical de Fusarium oxysporum f.sp. cubense*. REUNIÓN DE GRUPO DE INTERÉS SOBRE LOS RIESGOS DE LA RAZA TROPICAL 4 DE FUSARIUM, BBTV Y OTRAS PLAGAS DE MUSACEAS PARA LA REGIÓN DEL OIRSA, AMERICA LATINA Y EL CARIBE (Documentos de Programa y Resúmenes de la Reunión).OIRSA. (pp21-22) .San Salvador, El Salvador.

Doble, A. (2011) *Degradación de plaguicidas durante el proceso de compostaje de residuos agrarios*. Trabajo Fin de Carrera. Directores: Alcoberro, T.,Díaz,R., y López-Cepero, J . Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

Domínguez Correa, PN. (2000) *Antagonismo y supresión de Phytophthora cinnamomi Rands en suelos de Laurisilva y efectos del preparado BINAB sobre el patógeno*. Proyecto Final de Carrera.Universidad de La Laguna.

Dominguez, JN., Rodríguez, C.M. (2001) *Allophane content in conducive and suppressive soils to Fusarium wilt of banana from Canary Islands (Spain)*. Soil Management and Agronomy 7 th International Meeting on Soils with Mediterranean Type of Climate. (pp 441-443). Spain.

Dorel, M. (1990) *Problems related to physical characteristics of soils in banana plantations*. Fruits Paris, 45.( pp 94-97)

Dorel, M. (1993) *Développement du bananier dans un andosol de Guadeloupe: effet de la compacité du sol*. Fruits, 48.(pp 83-88).

Dorel, M., y Ozier Lafontaine, H. (1998) *Irrigation of banana plantations in ferralsols and vertisols in Guadeloupe: testing indicators for the water status of the crop*. Fruits Paris, 53.(pp 17-26).

Frisullo. SL.,Moretti, A.,Grammatikaki, G., y Bottalico, A. (1994) *Banana corm and root by Fusarium compactum, in Crete*. Phytopathologia Mediterranea, 33.(pp 78-82).

Galán Sauco, V., y García Samarín, J. (1984) *Aplicación de los criterios de alometría y ortogonalidad a la platanera*. Musa Acuminata Colla (AAA), cv. Pequeña Enana en Canarias. Fruits, 39.(pp 379-388).

Galán, V. (1992) *Los frutales tropicales en los subtrópicos*. II El plátano. Ed Mundi Prensa. Madrid. (pp8-115). Citado por: Monterrey, A. (2010) Análisis de la situación del plátano en la Isla de La Palma. Trabajo Fin de Carrera. Director: López-Cepero, J. Universidad de la Laguna.

Galán, V. (2010) *Situación actual de la producción y mercado mundial del plátano con especial referencia a las producciones subtropicales*. En: Cabrera, J. (ed.). Primeras Jornadas de Transferencia de I+D+i para una producción sostenible del plátano en las RUPs. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias (ICIA). (pp 13-20).

Gamliel, A., Stapleton, J. (1993) *Characterization of antifungal volatile compounds evolved from solarized soil amended with cabbage residues*. Phytopathology, 83. (pp 899-905).

Garrabou, R., y Naredo, JM. (1996) *La Fertilización en los Sistemas Agrarios. Una Perspectiva Histórica*. Fundación Argentaria. (pp275). Madrid.

Gamliel, A., Skutelsky, Y., Peretz-Alon, Y., y Becker, E. (2001) *Soil solarisation using sprayable plastic polymers to control soilborne pathogens in field crops*. Annual International Research Conference on Methyl Bromide Alternatives and Emissions Reductions. San Diego, California, EEUU. (pp 10).

Garcia, V., Fernandez Caldas, E., Alvarez, CE., y Robles, J. (1978) *Potassium-magnesium imbalance in Tenerife banana plantations*. Fruits, 33. (pp 7-13).

Guerrero, MM., Ros, C., Martínez, MA., Martínez, MC., Bello, A., y Lacasa, A. (2006) *Biofumigation vs biofumigation plus solarization to control Meloidogyne incognita in sweet pepper*. Bulletin OILB/Crop, 29.(pp 313-318).

Guzman, M., y Sandoval, J. (1996) *Symptoms of pseudostem soft rot in the hybrids FHIA-01 and FHIA-02*. Corbana, 21.(pp 145-150).

González de Cossío. (2008) *Nueva ayuda al sector de producción de plátanos en Canarias*.

Gouws, R., y Wehner, F. C. (2004) *Biofumigation as alternative control measure for common scab on seed potatoes in South Africa*. Agroindustria , 3.(pp 309-312)

Hahn, SK., Ikotun, T., Theberge, RL., y Swennen, R. (1989) *Major economic diseases of cassava, plantain, and cooking/starchy bananas in Africa*. Tropical Agriculture Research Series. (pp 106-112).

Hata, K; Atari, R; Sone, K. (2002) *Isolation of endophytic fungi from leaves of Pasania edulis and their within-leaf distributions*. Mycoscience, 43. (pp 369-373).

Hayward, AC. (1994) *Pseudomonads infecting Musa spp. and clove (Syzygium aromaticum) in South East Asia: phylogeny and nomenclature of the causative agents and significance in plant quarantine*. Australasian Plant Pathology, 23. (pp 163-169).

Hernández, JM. (1997) *Caracterización de la estructura de virulencia y determinación de los grupos de compatibilidad vegetativa (VCG's) en poblaciones de Fusarium oxysporum f. sp. cubense presentes en Canarias*. Universidad de La Laguna.

Hoitink, HAJ. ( 1988) *Basis for the control of soilborne plant pathogens with compost*. Ann. Rev. Phytopathol, 24.(pp 93-114).

Horiuchi, S. (1991) *Soil solarisation in Japan*. Soil Solarisation. CRC Press. Boca Raton.(pp 216-225).

Houwe, Ivd., Guns, J., Swennen, R., van den Houwe, I., y Galan Sauco, V. (1998) *Bacterial contamination in Musa shoot tip cultures*. Acta Horticulturae. (pp 485-492).

- Howell, AB., Francois, L., y Erwin, DC. (1994) *Interactive effect of salinity and Verticillium albo-atrum on Verticillium wilt disease severity and yield of two alfalfa cultivars*. Field Crops Research, 37. (pp 247-251).
- Hwang, SC; Ko, WH. (2004) *Cavendish banana cultivars resistant to fusarium wilt acquired through somaclonal variation in Taiwan*. Plant disease, 88.(pp 15-23).
- Johnston, JR. (1915) *La enfermedad del Plátano en Cuba*. Estación Experimental Agronómica de Santiago de las Vegas. Circular , 47. (pp 9).
- Jones, DR. (2000) *Diseases of Banana, Abacá and Enset*. (CABI Publishing)
- Katan, J; Fishler, G; Grinstein, A. (1983) *Short and long-term effects of soil solarization and crop sequence on Fusarium wilt and yield of cotton in Israel*. Phytopathology 73(8). (pp 1215-1219).
- Kirkegaard, JA., Angus, JF., Gardner, PA., y Cresswell, HP. (1993a) *Benefits of brassica break crops in the Southeast wheatbelt*. Proc. 7th Aust. Agron. Cons. Adelaide. (pp 282-285).
- Kirkegaard, JA., Gardner, J., Desmarchelier, JM., y Angus, JF. (1993b) *Biofumigation using Brassica species to control pest and diseases in horticulture and agriculture*. In N Wrather, RJ Mailes (Eds). Proc. 9th Australian Research Assembly on Brassicas (Wagga Wagga). (pp 77-82).
- Kistler, HC. (1997) *Genetic Diversity in the Plant-Pathogenic Fungus Fusarium oxysporum*. Phytopathology, 87. (pp 474-479).
- Kneifel, W., y Leonhardt, W. (1992) *Testing of different antibiotics against Gram-positive and Gram-negative bacteria isolated from plant tissue culture*. Plant Cell, Tissue and Organ Culture, 29. (pp139-144).
- Korobko, AP. (1997) *Bacterial wilt of pseudobanana (Ensete ventricosum)*. Mikrobiologichnii Zhurnal, 59. (pp 44-53).
- Labrador, J. (2004) *Conocimientos Técnicas y Productos Para la Ganadería Ecológica*. Sociedad Española de Agricultura Ecológica, Edit. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. (pp 423).
- Lacasa, A., Guerrero, MM., Guirao, P., y Ros, C. ( 2002) *Alternatives to methyl bromide in sweet pepper crops in Spain*. In: T Batchelor, JM Bolivar (Eds). Proceedings of International Conference on Alternatives to MB. "The Remaining Challenges", European Commission, Office for Official Publications of the European Communities. (pp 187-192). Luxembourg.
- Lazzeri, L., Leon,i O., D'Avino, L., y Malaguti, L.( 2008) *Biorefinery - Brassicaceae plants as more than biofumigants!* Proceedings of 3th Int. Biofumigation Symposium. (pp 22). Canberra, Australia.
- Lara, D. (2009) *Uso de bacterias endofíticas para el control biológico del Mal de Panamá (Fusarium oxysporum f. sp. cubense) en el cultivar Gros Michel (AAA)*. Tesis Mag. Sc. Turrialba, CR. CATIE. (pp 85).



- Laksmanan, P; Selvaraj, P y Mohan, S. (1987) *Efficacy of different methods for the control of Panama disease*. International Journal of Pest Management 33(4). (pp 373-374).
- Lecuona, M. (1975) *Contribución al estudio estructural de la platanera canaria*.
- Lemanceau, P; Couteaudier, Y; Alabouvette, C. ( 1988) *Competition for carbon and competition for iron are involved in mechanism of soil suppressiveness to Fusarium wilts*. In 5th International Congress of Plant Pathology. Abastrac of Papers. (pp 186). Kyoto, JP.
- Lockhart, BEL., y Jones, DR. (2000) *Banana Mosaic*. In '*Diseases of Banana, Abacá and Enset*'. (Ed. E D. R. Jones). (pp. 256-263). (CABI Publishing: London).
- Lugtenberg, B; y Leveau, J. (2007) *Biocontrol of plants pathogens: principles, promises and pitfalls*. In Pinton, R; Varanini, Z; Nannipieri. eds. *The Rhizosphere: Biochemistry and substance at the soil-plant interfase*. 2 ed. CRC Press Taylor., y Francis Group. (pp 267-284).
- Matsumoto, K.; Barbosa, M.; Copati Souza, LA.; y Teixeira, JB. (1999) *In vitro selection for Fusarium wilt resistance in banana. II. Resistance to culture filtrate of race 1 Fusarium oxysporum f. sp. cubense*. Fruits, 54. (pp 97-102).
- Martin-Prevel, P., Gagnard, J., y Gautier, P. (1984) *L'analyse végétale dans le contrôle de l'alimentation des plantes tempérées et tropicales*. (Paris).
- Meredith, DS. (1970) *Banana Leaf Spot Disease (Sigatoka) caused by Micosphaerella musicola Leach*. Commonwealth Mycological Institute, Kew. Surrey, UK.
- Molina, A. (1999) *Fruit rot diseases of cooking banana in Southeast Asia*. Infomusa, 8. (pp 29-30).
- Moore, NY; Bentley, S; Pegg, KG; y Jones, DR. (1995) *Fusarium wilt of banana*. INIBAP. Musa Disease no, 5. (pp 1-4).
- Nelson, PE., y Ploetz, RC. (1990) *Taxonomy of fungi in the genus Fusarium with emphasis on Fusarium oxysporum*. Fusarium wilt of banana.
- Nelson, PE., Tousson, TA., y Cook, RJ. (1981) *Fusarium: Diseases, Biology, and Taxonomy*. The Pennsylvania State University. Pennsylvania State.
- Nelson, PE., Toussoun, TA., y Marasas WFO (1983) *Fusarium species: An Illustrated Manual for Identification*. Press, University Park. Pennsylvania State Univ.
- O' Donnell, K., Kistler, HC., Cigelnik, E., Ploetz, RC .(1998) *Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies*. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America, 95. (pp 2044-2049).
- Organizaciones de Productores de Plátanos de Canarias (ASPROCAN). (pp 117-126).

Padovan, A; Hannessy, C; y Walduck, G. (2003) *Identification of alternative hosts of Fusarium oxysporum f. sp. cubense tropical race 4 in northern Australia*. In *2nd International symposium on fusarium wilt on banana*. Programme and abstracts. (pp 35). Salvador de Bahia.

Pascual, J.A. et al (2006) *Efectos de la biosolarización sobre la lixiviación de nitratos en cultivos de pimiento en invernadero. Sostenibilidad medioambiental*. Navarro, N., Mercader D., Fernández P., Lacasa A.

Pereira, LV., y Nunes, RAS. (1988) *Soft rot of the rhizome and pseudostem of banana (Musa acuminata)*. Fitopatologia Brasileira, 13. (pp 70-71).

Pérez, L; y Batlle, A. (2010) *Biología de Poblaciones de Fusarium oxysporum f. sp. cubense : forma especiales, razas y grupo de compatibilidad vegetativa*. In Pocasangre, LE; Perez, L; Martínez, E; Tapia, A; Guzmán, M; Brown, D. eds. Taller de entrenamiento sobre el diagnóstico y caracterización de la marchitez por Fusarium o Mal de Panamá. (pp 2). Turrialba

Pérez, L; Batlle, A; Fonseca, J. (2003). *Fusarium oxysporum f. sp. cubense en Cuba: biología de las poblaciones, reacciones de los clones híbridos de la FHIA y biocontrol*. In Rivas, G; Rosales, F. eds. Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos. Taller Guayaquil, EC. (pp 141-155).

Pérez, L; Pocasangre, LE. (2010) *Mal de Panamá causado por Fusarium oxysporum f. sp. cubense : Recuento histórico*. In Pocasangre, LE; Perez, L; Martínez, E; Tapia, A; Guzmán, M; Brown, D. eds. Taller de entrenamiento sobre el diagnóstico y caracterización de la marchitez por Fusarium o Mal de Panamá. (pp 4). Turrialba.

Perez Mateos, J., Fernandez Caldas, E. (1972) *Primary minerals in Tenerife soils*. Anales de Edafologia y Agrobiologia, 31. (pp 11-12).

Pérez-Vicente, L. (2004) *Fusarium wilt (Panama disease) of banana: an updating review of the current knowledge on the disease and its causal agent*. In Orozco-Santos, M; OrozcoRomero; J; Velázquez-Monreal, J; Medina-Urrutia, V; Hernández, JA.

Photita, W., Lumyong, S., Lumyong, P., Hyde, KD., Wipornpan, P., Saisamorn, L., y Pipob, L. (2001) *Endophytic fungi of wild banana (Musa acuminata) at Doi Suthep Pui National Park, Thailand*. In Paper presented at the Asian Mycological Congress 2000, incorporating the 2nd Asia Pacific.

Piedra Buena, A.( 2004) *Agroecología de Meloidogyne Göldi, 1892 (Nematoda: Heteroderidae) en Cultivos Hortícolas Protegidos*. Tesis Doctoral. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Universidad de Almería.( pp 397).

Mycological Congress on Biodiversity and Biotechnology, Hong Kong, 9 13 July 2000. Mycological Research. 2001, 105. 12 (pp 1508 1513). 34 ref.

Ploetz, R., y Galan Sauco, V.(1998) *Banana diseases in the subtropics: a review of their importance, distribution and management*. Acta Horticulturae. (pp 263-276).

Ploetz, R. (1999) *Workshop on pathogenic an genetic diversity in Fusarium oxysporum f.sp. cubense (FOC)*.



Ploetz, R., y Correll, JC. (1988) *Vegetative compatibility among races of Fusarium oxysporum f.sp. cubense*. Plant Disease, 72. (pp 325-328).

Ploetz, R. (1997) *Fusarium wilt of banana and Wallace's line: Was the disease originally restricted to his Indo-Malayan region?* Australasian Plant Pathology, 26.

Ploetz, R., Sebasegari, J., Kabonyi., Hernández., Julio, H., Pegg., Kenneth, G., Ventura., José, S., y Luisa Sala Mayato (1990) *Importance of Fusarium Wilt in Different Banana Growing Regions*. In 'Fusarium Wilt of Banana'. (Ed. RC Ploetz) (pp. 9-26). (The American Phytopathological Society: St. Paul, Minnesota. USA.)

Ploetz, RC. (2004) *Diseases and pests: A review of their importance and management*. InfoMUSA 3,2. (pp11-16).

Ploetz, RC; Pegg, K. (2000) *Fusarium Wilt*. In Jones, DR. ed. Diseases of Banana, Abaca and Enset. CABI Publishing. (pp 143-159). Wallingford, UK.

Pocasangre, L., Vilich, V., y Schuster, R.P. (2009) *Survey of banana endophytic fungi from Central America an screening for biological control of the burrowing nematode (Radopholus similis)*. Infomusa, 9. (pp 3-5).

Pocasangre, L.(2000) *Biological enhancement of banana tissue culture plantlets with endophytic fungi for the control of the burrowing nematode Radopholus similis and the Panama disease (Fusarium oxysporum f.sp. cubense)*. Ph.D. Thesis. University Bonn, DE. (pp 95).

Producción de Plátanos comercializados en 2010 (En línea). Asociación de Organizaciones de Productores de Plátanos de Canarias (ASPROCAN). Disponible en: <<http://www.platanodecanarias.net>>.

Puhalla, JE. (1985) *Calssifications of strains of Fusarium oxysporum on the basis of vegetative compatibility*. Canadian Journal of Botany, 63. (pp 179-183).

Regalado González, R. et al. (2006) *Efectos de la biofumigación con residuos de cultivo sobre un suelo de cultivo de tomate*. Brito López, E., López-Cepero, J., y Bello Pérez, A.

Regalado-Guijarro, J. M. (1998) *Racial structure of Fusarium oxysporum f. sp. cubense in the Canary Islands*. In 'Proceedings of the First International Symposium on Banana in the Subtropics'. (Ed. VG Sauco). (pp 315-321). (Acta Horticulturae). Puerto de la Cruz. Tenerife . Islas Canarias

Risede, JM., Y Simoneau, P. (2001) *Typing Cyldrocladium species by analysis of ribosomal DNA spacers polymorphism: application to field isolates from the banana rhizosphere*. Mycologia, 93. (pp 494-504).

Rishbeth, J.(1955) *Fusarium wilt of bananas in Jamaica. I. Some observation on the epidemiology of the disease*. Ann bot. 19,(pp 293-328). London.

Robinson, JC., y Bower, JP. (1988) *Transpiration from banana leaves in the subtropics in response to diurnal and seasonal factors and high evaporative demand*. Scientia Horticulturae, 37. (pp 1-2).

Rodrigo López, J. (2002) *El agua y la agricultura en Canarias* (El regadío en Canarias). Libro Blanco de la Agricultura y el Desarrollo Rural. (pp 7).

Rodríguez Brito, W. (1985) *El cultivo del platano en Tenerife*. Gaceta Daute II.

Rodríguez-Kábana, R. (1986) *Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants*. J. Nematol, 18. (pp 129-135).

Rodríguez, M., Nogueroles, C., López-Cepero, J., y Domínguez, E. (2012) *Fertilidad en la platanera*. En: Nogueroles, C. (ed.). Calidad y sostenibilidad en el cultivo de la platanera en Canarias. Asociación de Organizaciones de Productores de plátanos de Canarias (ASPROCAN). (pp 77-92). Santa Cruz de Tenerife.

Rodríguez, W. (1982) *La agricultura en la isla de La Palma*. Ed. Instituto de estudios Canarios. La Laguna. (pp182) . Citado por: Monterrey, A. (2010) Análisis de la situación del plátano en la Isla de La Palma. Trabajo Fin de Carrera. Director: López-Cepero Jiménez Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de la Laguna.

Rodríguez, Y.G. y Lobo, L.D. (2008) *Limitantes en el desarrollo y distribución de raíces en diez clones de Musa en un suelo del Estado Carabobo*. XIII ACORBAT International Meeting. Guayaquil, Ecuador. 1014/XI/2008. (unpublished CD). Citado por: Robinson, J., y Galán, V. (2012) Plátanos y Bananas. (pp 321). Madrid.

Rodríguez, E., y Borges, A. (1971) *Mineralogy of the clay and silt fractions of some Tenerife volcanic soils*. Anales-de-Edafologia-y-Agrobiologia, 30. (pp 1031-1053).

Rodríguez Santana, FR., Ortega Rodríguez, MP., Ponte Cullen, B., De Ponte, CB. (1984) *Preliminary conclusions on nematode control in banana crops through drip irrigation. Evolution of populations of Pratylenchus spp. and Meloidogyne spp. in Tenerife*. Comunicaciones del III Congreso Nacional de Fitopatología. (pp 124-132). Puerto de la Cruz 29.

Rutherford, A., Kung'u, J.N., y Mabagala, R.B. (1999) *Fusarium Wilt of banana*. United Kingdom Department for International Development (UK DfID). (pp 1-6).

Rutherford, MA; Kangire, A. (1998) *Prospects for the management of Fusarium wilt of banana (Panama disease) in Africa*. In Frison, EA., Gold, CS., Karamura, EB., y Sikora, RA. eds. Mobilizing IPM for sustainable banana production in Africa. Proceeding of a workshop on banana IPM hek. (pp 179-188).

Rowe, PR. (2009) *Breeding bananas and plantains for resistance to Fusarium wilt: the track record*. In Ploetz, RC.ed. Fusarium Wilt of Banana. APS Press, Amer. Phytopathology. (pp 115-119). Soc., St. Paul. MN USA.

Salazar, PH., y Duque, S. (1994) *Cultural and chemical control of the pseudostem pit (Erwinia chrysanthemi pv. paradisiaca) in Musa spp*. Fitopatologia Colombiana, 18. (pp 9-13).

- Sandoval, JA., y Müller, L. (1990) *Anatonia y morfología de la planta de banano (Musa AAA)*. Jornadas dedicadas a la platanera. Sta. Cruz de Tenerife.
- Seshu, KV; Ngode, L; Ssenyonga, JW; Wabule, M; Onyango, M; Adede, TO; Ngoze, S. (1998) *Management of pests and diseases of banana in Kenya: a status report*. In Frison, EA., Gold, CS., Karamura, EB., Sikora, RA.
- Sikora, RA. (1992) *Management of the antagonistic potential in agricultural ecosystems for biological control of plant parasitic nematodes*. Annual Review of Phytopathology, 30. (pp 245-270).
- Simmonds, N. (1962) *The evolution of the Bananas*. New York.
- Simmonds, N. (1966) *Los platanos*. Blume.Barcelona.
- Simmonds, NW., y Shepherd, K. (1955) *The taxonomy and origins of the cultivated bananas*. The Journal of the Linnean Society of London, 55. (pp 302-312).
- Smith, MK., Whiley, AW., Searle, C., Langdon, PW., Schaffer, B., y Pegg, KG. (1998) Micropropagated bananas are more susceptible to Fusarium wilt than plants grown from conventional material. Australian Journal of Agricultural Research, 49. (pp 1133- 1139).
- Snyder, WC., y Hansen, H. W. (1940) *The species concept in Fusarium*. Am. J. Botany, 27. (pp 64-67).
- Soguilon, CE., Magnaye, LV., y Natural, MP. (1994) *Bugtok disease of cooking banana in the Philippines*. Infomusa, 3. (pp 21-23).
- Soguilon, CE., Magnaye, LV., y Natural, MP. (1995) *Bugtok disease of banana*. In 'Musa Disease Fact Sheet, 6. (pp 2 ).
- Soto, M. (1985) *Bananas. Cultivo y comercialización*. San José.
- Stover, RH. (1953) *The effect of soil moisture on Fusarium species*. Canadian Journal of Botany, 31.
- Stover, RH. (1959a) *Studies en Fusarium wilt of bananas*. IV. Clonal Differentiation among wild types isolates of *F. oxysporum f.sp. cubense*. Can.J.Botany, 37.( pp 245-255).
- Stover, RH. (1959b) *Arapid and symple pathogenicity test for detecting virulent clones of Fusarium oxysporum f.sp. cubense*. Nature, 14. (pp 1591-1592).
- Stover, RH. (1972) *Banana, Plantains and Abaca diseases*. Commonwealth Mycological Institute, Kew. Surrey, England.
- Stover, RH. (1990) *Fusarium wilt of banana: some history and current status of the disease*. Fusarium wilt of banana [edited by Ploetz, R.C.].
- Stover, RH., y Espinoza, A. (1992) *Blood disease of bananas in Sulawesi*. Fruits Paris, 47. (pp 611-613).

Stover, RH. (1962) *Fusarial wilt (Panama disease) of bananas and other Musa species*. Commonw. Mycol. Instit. Phytopath, 4. (pp117).

Stover, RH; Simmonds, NW. (1987) *Bananas*. 3 ed. Longmans Scientific and Technical, Harlow. (pp 468 ). Essex, UK.

Suárez, C. (1996) *Caracterización de las aguas subterráneas del Valle de la Orotava*. VII Curso Internacional de Riego Localizado. (pp. 84-89).

Suarez, C., y Santana, J. (2002) *Calidad Agronómica y uso del agua depurada en la zona agrícola de Las Galletas*. Meeting Internacional de riego. (Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Gobierno de Canarias). Puerto de la Cruz, Tenerife.

Su, H; Hwang, S; y Ko, W. (1986) *Fusarial Wilt of Cavendish Bananas in Taiwan*. Plant Disease, 70(9). (pp 814-818).

Sun, EJ., y Su, HJ. (1984) *Rapid method for determining differential pathogenicity of Fusarium oxysporum cubense using banana plantlets*. Tropical Agriculture, 61. (pp 7-8).

Surga, RJ., y Guevara, Y. (1994) *Disinfection trials to control bacterial contamination in in vitro culture of banana (Musa AAA) apexes*. Fitopatología Venezolana, 7. (pp 14-17).

Tascón, C. (2005) *Métodos alternativos de desinfección de suelos en el cultivo de zanahorias*. Trabajo Final de Carrera. ETSIA. Universidad de La Laguna. (pp 227). Sin publicar.

Thomas, JE., e Iskra Caruana, ML. (2000) *Diseases of banana, Abacá and Ense*. (pp. 241-253). (CABI publishing)

Thwaites, R., Eden-Geen, S. J., y Black, R. (1999) Diseases caused by bacteria. *Diseases of Banana, Abaca y Enset*. (Ed. DR Jones). (pp. 213-239). CABI Publishing Wallingford, Oxon.

Trujillo, EE. (1962) *Pathological-Anatomical studies of Gros michel Banana affected by Fusarium wilt*. Phytopathology, 53. (pp 162-166).

Vargas, G., y Rodríguez, A. (2000) *Influencia de las aguas de riego en los procesos de salinización y sodificación de suelos en cultivos de plátanos y tomates*(I. Canarias). Edafología . (pp7-3).

Waite, BH. (1977) *Inoculation studies and natural infection of banana varieties with races 1 and 2 of Fusarium oxysporum f. cubense*. Plant Disease Reporter, 61.(pp 15-19).

Waite, BH., Dunlap, VC.(1953) *Preliminary host range studies with Fusarium oxysporum f. sp. cubense*. Plant Disease Reporter, 37. (pp 79-80).

Yabuuchi, Y., Yano, I., Hotta, H., y Nishiuchi, Y. (1995) *Transfer of two Burkholderia and an Alcaligenes species to Ralstonia Gen. Nov. proposal of Ralstonia solanacearum* . Smith. (1896) Comb. Nov. and Ralstonia eutropha .Davis. (1969) Comb. Nov. Microbiology and Immunology, 39). ( pp 897-904).

Yamaguchi, K; Sano, T; Arita, M; Takahashi, M. (1992) *Biocontrol of Fusarium wilt of tomato and Verticillium wilt of eggplant by non-pathogenic F. oxysporum*. Annals of the Phytopathological Society of Japan, 58(2). (pp 188-194).

Zhang. J., Peng, Y., Wei, S., Chen, Y., Zhang, JC., Peng, YJ., Wei, SX., y Chen, YX. (2000) *Study on the pathogenicity of Rhizoctonia solani to banana seedlings*. Journal of Guangxi Agricultural and Biological Science, 19. (pp 85-88).

Zhang, J., Wei, S., Chen, Y., Xie, Y., Zhang, JC., Wei, SX., Chen, YX., y Xie, YJ. (1999) *Tests on the factors responsible for the development of banana sapling sheath blight*. Plant Protection, 25. (pp 22-24).

### 3. Anexos.

#### Anexo I<sup>1</sup>: Procesamiento de los datos.

Por último se adjuntan las tablas resumen del análisis ANOVA realizado. El diseño experimental evaluó el impacto en el número de hojas emitidas y el daño producido por Fusarium (variables dependientes) de los siguientes tres factores, con dos niveles cada uno: i) biofumigación (4 niveles o tratamientos: testigo, estiércol de oveja a 4kg/m<sup>2</sup>, restos de postcosecha a 3kg/m<sup>2</sup> y a 6kg/m<sup>2</sup>), cobertura plástica (2 niveles: cobertura/no cobertura) y evolución temporal (dos niveles: antes de aplicación/después de aplicación). El diseño del experimento fue de tipo factorial, por lo que la evaluación de las diferencias entre niveles de cada factor y las posibles interacciones entre factores se realizó mediante un Modelo lineal general de tipo Factorial general. Nos centramos en los resultados del análisis individual de ANOVA para una variable dependiente definido para cada factor y en sus interacciones. Utilizamos el test de Tukey (más conservativo) para detectar las posibles diferencias dentro de los niveles de cada uno de los factores. El nivel de confianza fue fijado en  $\alpha = 0.05$ , por lo que se consideró significativos aquellos parámetros cuya  $P \leq 0.05$ . Los análisis estadísticos fueron realizados con el software SPSS 21.0 (IBM, SPSS 21).

Factores inter-sujetos		
		N
Plástico	0	64
	1	64
Tratamientos	1	32
	2	32
	3	32
	4	32
	4	32
Antes-Después	0	64
	1	64

referencias:		
Plástico	0	Con plástico
	1	Sin plástico
Tratamientos	1	Testigo
	2	Estiércol
	3	R3
	4	R6
	4	R6
Antes-Después	0	Antes
	1	Después

Estadísticos descriptivos						
	Plástico	Tratamientos	Antes/desp	Media	típico	N
Daño	0	1	0	2,7925	,36244	8
			1	2,7875	,21671	8
			Total	2,7900	,28849	16
		2	0	2,4375	,23867	8
			1	2,8875	,22952	8
			Total	2,6625	,32429	16
		3	0	2,5750	,46828	8
			1	2,7125	,17269	8
			Total	2,6438	,34827	16
		4	0	2,5875	,60341	8
			1	2,9500	,31623	8
			Total	2,7688	,50162	16
		Total	0	2,5981	,43685	32
			1	2,8344	,24575	32
			Total	2,7163	,37121	64
	1	1	0	2,5275	,19768	8
			1	2,8000	,31623	8
			Total	2,6638	,29104	16
		2	0	2,3888	,38757	8
			1	2,8250	,12817	8
			Total	2,6069	,35849	16
		3	0	2,7125	,50551	8
			1	2,9500	,21381	8
			Total	2,8313	,39449	16
		4	0	2,9325	,37553	8
			1	2,8375	,26152	8
			Total	2,8850	,31644	16
		Total	0	2,6403	,41867	32
			1	2,8531	,23553	32
			Total	2,7467	,35362	64
	Total	1	0	2,6600	,31348	16
			1	2,7938	,26196	16
			Total	2,7269	,29218	32
		2	0	2,4131	,31196	16
			1	2,8563	,18246	16
			Total	2,6347	,33745	32
		3	0	2,6438	,47605	16
			1	2,8313	,22426	16
			Total	2,7375	,37824	32
		4	0	2,7600	,51717	16
			1	2,8938	,28628	16
			Total	2,8269	,41677	32
		Total	0	2,6192	,42498	64
			1	2,8438	,23896	64
			Total	2,7315	,36141	128
Hojas	0	1	0	9,0000	0,00000	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	9,5000	,51640	16
		2	0	10,0000	0,00000	8
			1	9,8750	,35355	8
			Total	9,9375	,25000	16
		3	0	10,0000	0,00000	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	10,0000	0,00000	16
		4	0	10,0000	0,00000	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	10,0000	0,00000	16
		Total	0	9,7500	,43994	32
			1	9,9688	,17678	32
			Total	9,8594	,35038	64
	1	1	0	9,0000	0,00000	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	9,5000	,51640	16
		2	0	9,7500	,46291	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	9,8750	,34157	16
		3	0	10,0000	0,00000	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	10,0000	0,00000	16
		4	0	9,8750	,35355	8
			1	10,0000	0,00000	8
			Total	9,9375	,25000	16
		Total	0	9,6563	,48256	32
			1	10,0000	0,00000	32
			Total	9,8281	,38025	64
	Total	1	0	9,0000	0,00000	16
			1	10,0000	0,00000	16
			Total	9,5000	,50800	32
		2	0	9,8750	,34157	16
			1	9,9375	,25000	16
			Total	9,9063	,29614	32
		3	0	10,0000	0,00000	16
			1	10,0000	0,00000	16
			Total	10,0000	0,00000	32
		4	0	9,9375	,25000	16
			1	10,0000	0,00000	16
			Total	9,9688	,17678	32
		Total	0	9,7031	,46049	64
			1	9,9844	,12500	64
			Total	9,8438	,36452	128

Daño		
Tratamientos	N	to
Test de Tukey <sup>a,b,c</sup>	32	1
	32	2,6347
	32	2,7269
	32	2,7375
	32	2,8269
Sig.		,109

Se muestran las medias de los grupos dentro de los subconjuntos homogéneos en

a. Utiliza un número de muestras de medias armónicas = 320.

b. Los grupos son de tamaño desigual. Se usa la media armónica del tamaño de grupos.

No se garantizan los niveles de error de tipo I.

c. Alfa = .05.

Hojas		
Tratamientos	N	Subconjunto
Test de Tukey <sup>a,b,c</sup>	32	1
	32	9,5000
	32	
	32	9,9063
	32	9,9688
	32	10,0000
Sig.		1,000
		,129

Se muestran las medias de los grupos dentro de los subconjuntos

a.Utiliza un número de muestras de medias armónicas = 320.

b. Los grupos son de tamaño desigual. Se usa la media armónica del tamaño de grupos. No se garantizan los niveles de error de tipo I.

c. Alfa = .05.